



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ECOLOGIA E
CONSERVAÇÃO**



**DIVERSIDADE DE MOSQUITOS (DIPTERA: CULICIDAE) NO
BIOMA CAATINGA**

David Campos Andrade
Mestrado Acadêmico

SÃO CRISTÓVÃO/SE
2018

DAVID CAMPOS ANDRADE

**DIVERSIDADE DE MOSQUITOS (DIPTERA: CULICIDAE) NO
BIOMA CAATINGA**

Dissertação apresentada como requisito parcial
para obtenção do título de Mestre pelo Programa
de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação da
Universidade Federal de Sergipe.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Roseli La Corte dos
Santos

SÃO CRISTÓVÃO/SE

2018

**FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA BIBLIOTECA CENTRAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE**

A553d Andrade, David Campos.
Diversidade de mosquitos (Diptera: culicidae) no bioma caatinga
/ David Campos Andrade; orientadora Roseli La Corte dos Santos.
– São Cristóvão, 2018.
76 f.: il.

Dissertação (mestrado em Ecologia e Conservação)–
Universidade Federal de Sergipe, 2018.

1. Biodiversidade. 2. Ecologia da caatinga. 3. Insetos
hematófagos. I. Santos, Roseli La Corte dos, orient. II. Título.

CDU 574.1

TERMO DE APROVAÇÃO

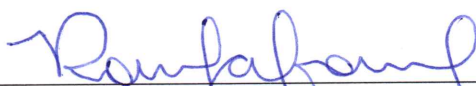
DIVERSIDADE DE MOSQUITOS (DIPTERA: CULICIDAE) NO BIOMA CAATINGA

por

DAVID CAMPOS ANDRADE

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação da Universidade Federal de Sergipe, como parte dos requisitos exigidos para a obtenção do título de Mestre em Ecologia e Conservação.

APROVADA pela banca examinadora composta por



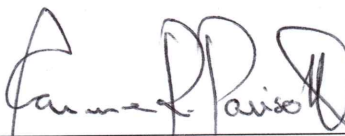
DR^a ROSELI LA CORTE DOS SANTOS

Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação da
Universidade Federal de Sergipe



DR^a LETÍCIA SILVA MARTEIS

Universidade Federal do Vale do São Francisco



DR^a CARMEN REGINA PARISOTTO GUIMARÃES

Universidade Federal de Sergipe

São Cristóvão/SE, 31 de julho de 2018

Agradecimentos

Gostaria de expressar minha gratidão as pessoas que contribuíram com a pesquisa ou que de alguma forma se fizeram importantes nessa etapa. Muitas delas mulheres que têm minha admiração.

À minha vó, Josefina Campos (*in memoriam*) e minha mãe, Maria Joselita, pelo tanto que se doaram e mesmo não entendendo bem o que venho realizando deram um apoio essencial.

À professora Roseli La Corte, pelo incentivo, competência e confiança depositada, a qual tornou esse processo mais leve e produtivo, além da contribuição no desenvolvimento de novas habilidades.

À Aíla Cristhie pelo companheirismo, compreensão, paciência e todo o apoio.

À professora Letícia Marteis pela precisão organização do material do projeto “Mosquitos da Caatinga” com o qual eu também desenvolvi minha pesquisa e pelas sugestões junto à professora Bianca Ambrogi durante a fase qualificação.

Aos amigos do Laboratório de Entomologia e Parasitologia Tropical pelo acolhimento, cafés e momentos especiais. Entre eles os professores Luciene, Silvio, Sona e Wagner. As técnicas Elisangela e Luciana e aos Lepatianos Ediclecia, Juci, Erica, Mariana, Polly, Yrna, Luciana, Túllio, Belgrano, Luis, Andrey, Iracema, Tuca, Victor, Yvanna e Damião.

Aos amigos que estão sempre por perto: Drica, Guilherme, Thiago, Douglas, Yasmim e Igor por dividirem momentos felizes e as transitoriedades.

Aos amigos do Laberur: Cleanderson, Mikaela, Jorge, Sirlei, Jorge, Mário, Yule e professor Eraldo pelo suporte e incentivo.

Ao Programa de Pós Graduação em Ecologia e Conservação com o qual contei com ajuda de professores e da secretária Juliana. Como também aos colegas de turma e amigos que contribuíram nesse processo, em especial a Weverton, Eduardo, Rayanna e Mônica pela ajuda com as medições, sugestões e análises estatísticas.

À Monique Motta pela recepção e pela carismática companhia durante o período de mobilidade acadêmica no Instituto Oswaldo Cruz - Fiocruz. Ao Alexandre pelas fotos, a curadora Jane Costa e a técnica Aline pelo apoio na consulta da coleção de dípteros. Ao Ademir e Luiz do laboratório de Fisiologia e Controle de Artrópodes Vetores pela prontidão e tentativa de realização de novas análises moleculares. Como também, a outras pessoas que conheci nessa ida ao Rio de Janeiro do Laboratório de Mosquitos Transmissores de Hematozoários, Tereza, Jerônimo, Dinair, Ignez, Agostinho, Aline, Maycon, Paulino, Cristiane, Bruno, Iule, Felipe. Agradecer também ao alojamento Helio Fraga na pessoa de Dona Graça.

Ao Laboratório de análises biomoleculares na pessoa de Sirlei Antunes pela contribuição com as análises moleculares.

À professora Carmen Parisotto do Laboratório de Bentos Costeiros pelo empréstimo da Lupa para a finalização dos desenhos e por aceitar o convite de participar da banca de defesa junto a Yana Teixeira suplência.

Meu agradecimento à Universidade Federal de Sergipe pela assistência e à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001. O material utilizado foi coletado no projeto “Mosquitos da Caatinga”, financiado com recursos do edital SISBIOTA MCT/CNPq/MMA/MEC/CAPES/FNDCT/FAPITEC 47/2010.

Meu muito obrigado!

RESUMO

Os insetos da família Culicidae têm sido amplamente estudados desde o último século, devido ao hábito hematofágico que torna algumas espécies veiculadoras de doenças. Para alguns biomas são encontrados poucos estudos sobre a diversidade de mosquitos. Um deles é a Caatinga, bioma brasileiro caracterizado pelo alto déficit hídrico ao longo do ano. Este estudo está dividido em dois capítulos, o primeiro deles teve o intuito de unificar inventários existentes com o objetivo de averiguar as espécies de mosquitos adaptadas às restrições ambientais impostas pela Caatinga, analisando a composição e distribuição de espécies entre as comunidades. O capítulo dois trata da descrição de uma espécie do gênero *Toxorhynchites* Theobald 1901, subgênero *Lynchiella* Lahille 1904 que fora encontrada durante a execução do projeto "Mosquitos da Caatinga". Os levantamentos reuniram informações de inventários realizados em áreas de Caatinga de quatro estados brasileiros entre os anos de 2008 e 2014 nas seguintes áreas: Estação Ecológica Raso da Catarina (EERC) na Bahia, Monumento Natural Grota do Angico (MNGA) em Sergipe, Norte de Minas Gerais (NMG), Floresta Nacional do Açu (FNA), Estação Ecológica de Seridó (EES) e uma área particular conhecida por Sítio Areias (SA), essas três últimas áreas no estado do Rio Grande do Norte. As técnicas de coletas utilizadas foram variadas, incluindo coleta de ovos, larvas e adultos. Foi utilizado o particionamento da β diversidade e os seus índices de substituição (β_{JTU}) e/ou aninhamento (β_{JNE}) para verificar a dissimilaridade entre as comunidades. Foram registradas 81 espécies pertencentes a 14 gêneros para a Caatinga. As áreas com a maior riqueza foram NMG ($S = 49$) e MNGA ($S = 30$). As demais áreas apresentaram menores riquezas, sendo 26 para EERC, 17 em FNA e 11 na EES. Sendo 35 espécies compartilhadas e 46 ocorrências exclusivas. As áreas onde ocorreu o maior número de espécies exclusivas foram o NMG com 30%, seguido por MNGA e EERC com 11%. As comunidades demonstraram altas taxas de variação ($\beta_{JAC} = 0.88$), sendo o mecanismo de substituição o principal incriminado pelo padrão encontrado ($\beta_{JTU} = 0.79$, $\beta_{JNE} = 0.09$). Esse resultado pode ter relação com a ampla heterogeneidade ambiental do Bioma e as interações ecológicas de algumas espécies com seus criadouros específicos. As espécies com maior distribuição pertencem aos gêneros: *Aedes*, *Anopheles*, *Psorophora*, *Haemagogus*, *Coquillettidia* e *Mansonia*, que são também de interesse médico. A espécie descrita no capítulo dois foi encontrada na EERC na Bahia. Trata-se de uma espécie fitotelmica tendo como reservatório bromélias, ela foi classificada como pertencente a um complexo de espécies aqui denominado *Violaceus*, sendo mais próxima morfologicamente da espécie *Tx. mariae*. O subgênero dessa forma passará a possuir 17 espécies atualmente catalogadas.

Palavras-chave: Biodiversidade, Culicidae, Caatinga, Ecologia de vetores.

ABSTRACT

The insects from Culicidae family have been widely studied since the last century due to their hematophagous habit, what turns some species into vectors of diseases. There are some biomes in which only a few studies about mosquitoes diversity can be found. One of them is Caatinga, a Brazilian biome characterized for high hydric deficit along the year. This study is divided into two chapters, the first aimed to gather existing inventories with the objective of checking mosquito species adapted to environmental restrictions imposed by Caatinga, analyzing the composition and distribution of species among communities. The second chapter is the description of a species from the genre *Toxorhynchites* Theobald 1901, subgenre *Lynchiella* Lahille 1904 which was found during the accomplishment of the project "Mosquitos de Caatinga". The surveillance gathered information about inventories held in Caatinga areas of for Brazilian states, between 2008 and 2014 years in the following areas: Estação Ecológica Raso da Catarina (EERC) in Bahia, Monumento Natural Grota do Angico (MNGA) in Sergipe; the North of Minas Gerais state (NMG); Floresta Nacional do Açu (FNA), Estação Ecológica de Seridó (EES) and a particular area known as Sítio Areias (SA). The three latter areas belong to Rio Grande do Norte state. Several collection techniques were carried out, including the collection of eggs, larvae, and adult individuals. It was utilized the partitioning of β diversity and its *turnover* indexes (β JTU) and/or *nestedness* (β JNE) in order to verify dissimilarities among communities. 81 species belonging to 14 genres were registered in Caatinga. The higher richness come from NMG ($S=49$) and MNGA ($S=30$) areas. The other areas have shown lower numbers in richness: 26 for EERC, 17 for FNA and 11 for EES. 35 species are shared among the areas, other 46 own exclusive occurrences. The areas owning the highest numbers of exclusive species were NMG, with 30%, also MNGA and EERC with 11% for each. The communities showed high rates of variation (β JAC =0.88), and the replacement mechanism is the main one framed up by the found pattern (β JTU =0.79, β JNE =0.09). This result may relate to the wide environmental heterogeneity of the Biome and to the ecological interactions of some species with their specific breedings. The species with higher distributions belong to the genres: *Aedes*, *Anopheles*, *Psorophora*, *Haemagogus*, *Coquillettidiae* e *Mansonia*, which are also of medical interest. The species described in the second chapter was found in EERC, Bahia. The species is a phytotelm-breeding species, taking bromeliads as a habitat. It was classified as belonging to a complex of species named *Violaceus*, morphologically closer to *Tx. mariae* species. The sub-genre of this species will now consist of 17 cataloged species.

Key-words: Biodiversity, Culicidae, Caatinga, Vector Ecology.

Sumário

| | |
|--|------------|
| RESUMO..... | 5 |
| ABSTRACT | 6 |
| INTRODUÇÃO GERAL | 8 |
| Biodiversidade de insetos..... | 8 |
| Família Culicidae | 8 |
| Mosquitos vetores biológicos..... | 9 |
| Ecologia e diversidade de mosquitos | 11 |
| MATERIAL E MÉTODOS | 134 |
| Projeto “Mosquitos da Caatinga” | 134 |
| Localidades inventariadas pelo projeto | 15 |
| Estação Ecológica Raso da Catarina | 15 |
| Monumento Natural Grota do Angico | 16 |
| Floresta Nacional de Açu | 17 |
| Métodos de coletas utilizados | 19 |
| Capítulo I..... | 24 |
| Resumo | 25 |
| Introdução | 26 |
| Material e Métodos..... | 27 |
| Área de estudo e técnicas de coleta empregadas | 27 |
| Análises de Dados | 30 |
| Resultados | 31 |
| Diversidade de Mosquitos na Caatinga | 31 |
| Discussão | 36 |
| Referências Bibliográficas | 42 |
| Capítulo II | 47 |
| Resumo | 48 |
| Introdução | 49 |
| Materiais e Métodos | 50 |
| Criação Associada..... | 51 |
| Identificação morfológica | 51 |
| Amplificação de DNA, sequenciamento e análise de dados | 51 |
| Resultados | 532 |
| Discussão | 62 |
| Referências Bibliográficas | 66 |
| CONSIDERAÇÕES FINAIS..... | 69 |
| REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS | 70 |
| ANEXOS | 76 |

INTRODUÇÃO GERAL

Biodiversidade de insetos

Os insetos possuem a maior biodiversidade do reino animal, sendo que mais da metade das espécies conhecidas no planeta pertencem à classe insecta (Mzufba, 2017). Isso é demonstrado na exuberância de suas formas, cores, tamanho e distintas estratégias de desenvolvimento. Sendo assim, um vasto campo de estudo para a Entomologia e seus campos de atuação.

Esse sucesso evolutivo dos insetos está relacionado ao pequeno porte que os permite explorar uma infinidade de ambientes para usar como criadouros, necessitando de pouco recurso para a alimentação; um exoesqueleto quitinoso articulado que traz proteção ao ressecamento e choques mecânicos; ciclo de vida dividido em diferentes estágios, o que propicia uma maior plasticidade para as adversidades ambientais e, talvez a maior delas, a capacidade de voar, que lhes permitiu uma ampla propagação (Storket al., 2015).

Os insetos são organismos com importância ambiental em diferentes aspectos, primeiramente por cumprirem papéis ecológicos fundamentais: polinização, degradação de detritos orgânicos, atuarem na melhoria da qualidade do solo e como disseminadores de sementes, além de estarem presentes na dieta de diferentes grupos animais (Costa et al., 2007; Klatt et al., 2014; Prestes e Cunha, 2012; Seymour et al., 2016).

No entanto, os insetos podem comprometer negativamente setores da economia e da medicina, a exemplo da agricultura com o crescimento exponencial de espécies nas lavouras agrícolas ou afetando a saúde pública como vetores de organismos causadores de doenças aos seres humanos e outros animais (Fujihara et al., 2011; Shaw et al., 2015). Nesse último quesito mencionado há destaque para a família Culicidae que é de importância médica e veterinária.

Família Culicidae

Dentre as famílias de insetos mais estudadas em todo o mundo está a Culicidae. Essa família pertence à ordem Diptera, e assim como as moscas, os membros dessa família possuem um par de asas funcional e o outro atrofiado que ajuda na agilidade e

manutenção da estabilidade do voo. Os integrantes desse grupo são conhecidos como mosquitos e ganha uma infinidade de nomes populares por se fazerem presentes nos lares e ambientes frequentados por pessoas, além de serem extremamente impertinentes com os seus zumbidos e incômodas picadas.

Evidências apontam para o surgimento dos mosquitos no período Jurássico da era Mesozóica, em meio à explosão evolutiva dos dinossauros nas florestas tropicais aquecidas. Contudo, são poucos os registros encontrados, o fóssil mais antigo descoberto pertence ao período Cretáceo, com aproximadamente 90-100 milhões de anos. O fóssil traz uma fêmea de mosquito da espécie *Burmaculex antiquus* encontrado em âmbar ainda com sangue no abdômen, localizado na cidade de Myanmar (antiga Birmânia) em 1999 (Fiocruz, 2018).

Esse hábito das fêmeas em utilizar o sangue como recurso alimentar é a característica marcante que torna esse grupo de relevante interesse científico. A hematofagia traz o risco de transmissão de agentes patogênicos para humanos e outros vertebrados (Forattini et al., 1986). Tornando esses pequenos seres desta família os animais mais mortais do planeta (Discovery, 2017).

Devido às características já mencionadas, ciclo de vida curto e ampla capacidade de multiplicação em pequenos espaços, os mosquitos são organismos capazes de gerar surtos de doenças ou até mesmo grandes epidemias em um curto espaço de tempo (Puccioni-Sohler et al. 2017; Kraemer et al., 2015). Tudo isso influenciou o surgimento de uma ciência focada especificamente no estudo desses seres, a Culicidologia Médica (Forattini, 2002).

Mosquitos: vetores biológicos

A descoberta dos mosquitos como transmissores de patógenos tem pouco mais de um século. Essa hipótese só foi confirmada após o surgimento de surtos de doenças como a febre amarela, malária e casos de encefalite. Depois disso, foi despendido um enorme esforço científico sobre o conhecimento da família Culicidae, sua biologia, ecologia, organização taxonômica e no entendimento do ciclo natural dos agentes infecciosos (Benchimol, 2000).

Diversas epidemias principiaram no Brasil com o processo de disseminação de espécies vetoras e agentes etiológicos com o aperfeiçoamento dos meios de transporte e

fluxo de pessoas, desde o processo de colonização, com as grandes navegações. Como exemplo desse processo pode-se citar a espécie *Aedes aegypti* que é oriunda da África, mas atualmente cosmopolita e implacável vetor mundial de arbovirus. Os surtos de doenças transmitidas por vetores se acentuaram, tornando-se mais graves, com o adensamento populacional nas grandes cidades motivado pelo processo de industrialização (IPEA, 2018).

Atualmente, sabe-se que os mosquitos são vetores capazes de transmitir agentes etiológicos como vírus (arboviroses), protozoários (protozooses) e até mesmo vermes (helmintoses) (Brady et al., 2014, Rocha et al., 2016, WHO, 2013). Os principais gêneros de mosquitos de interesse médico são: *Aedes*, *Anopheles*, *Culex*, *Coquillettidia*, *Haemagogos*, *Mansonia*, *Psorophora* e *Sabethes*. Espécies desses gêneros são responsáveis pela transmissão de doenças como a Chikungunya, Dengue, Encefalites, Malária, Filariose, Febre Amarela, Vírus do Nilo Ocidental, Zika e outras arboviroses.

Na realização da hematofagia, procedimento essencial para o mosquito adquirir proteínas e minerais necessários para a realização da ovoposição, ele expele saliva que pode conter anestésicos e/ou anticoagulantes que auxiliarão durante esse processo. É nesse momento que podem transmitir para a corrente sanguínea do hospedeiro os agentes etiológicos responsáveis por diversas enfermidades (Ciprandiet al., 2003)

Contudo, o mosquito precisa, necessariamente, ter sido infectado pelo patógeno ao ter se alimentado anteriormente de sangue contaminado e possuir uma longevidade significativa para conseguir retransmiti-lo. Ele irá passar pela fase de incubação extrínseca no mosquito e necessita se difundir saindo do estômago até alcançar as glândulas salivares e a partir daí se tornará infectivo (Heitmann et al., 2017).

Só espécies de mosquitos que conseguem transmitir por meio da saliva o agente etiológico são vetores. Nem todas as espécies de um gênero ou subgênero têm a mesma importância na transmissão de um determinado patógeno, já que se comportam de forma diferente em relação à preferência da fonte alimentar de sangue, aos horários para a realização da hematofagia e quantidade de vezes que pica a presa. Por esse motivo, nem todas as espécies possuem a mesma competência vetorial (Forattini et al., 1981; Santos et al., 2005).

Ecologia e diversidade de mosquitos

Após trazer aspectos que influenciam na saúde humana é importante advertir que essa visão parte de um ponto de vista antropocêntrico. Os mosquitos, como os demais insetos e outros animais, coexistem no planeta há milhões de anos e, portanto, têm seu papel nas cadeias tróficas e no equilíbrio ecológico. Consequentemente, a extinção de espécies traria efeitos imprevisíveis para outras com as quais estabelecem uma relação em seu complexo ciclo de vida.

A associação entre doenças e mosquitos não é necessária e provem de uma ligação intrínseca à precárias condições de vida das populações humanas. Como exemplos a falta esgotamento sanitário, ausência e irregularidade no abastecimento de água encanada, coleta de lixo, moradias precárias, aliada à falta de prevenção primária e de informação da população sobre formas de proteção individual (Tauil, 2006).

O Brasil está no topo da lista dos países mega diversos por conter parcela significativa da biodiversidade global (Ganem, 2010). Atualmente a família Culicidae conta com aproximadamente 3.600 espécies descritas, pertencentes a duas subfamílias: Anoplelinae e Culicinae; com diferenças evidentes na forma de pouso, extensão dos palpos das fêmeas, aparência dos ovos e no comprimento do sifão respiratório das larvas. Sendo presentemente classificadas em 11 tribos e 113 gêneros (Harbach, 2017). Aproximadamente 490 dessas espécies são encontradas no Brasil (WRBU, 2017). Dessas, apenas 5% estão envolvidas em ciclos de transmissão de agentes etiológicos ao homem (Guedes, 2012).

Altas temperaturas, pluviosidade, luminosidade e a nutrição são fatores determinantes no desenvolvimento dos organismos da família Culicidae. O Brasil reúne tais condições ideais para o desenvolvimento dos mosquitos por estar inserido na região tropical, e assim, consegue garantir uma ampla diversidade e distribuição desse grupo em seus seis distintos biomas (Guimarães et al., 2001; Marcondes, 2011).

Há inúmeros variantes em aspectos da bionomia dos mosquitos. Nos tipos de preferência de reservatórios para a postura, que podem ser fitotélmicos como as axilas de folhas e bromélias; endrotélmicos, que utilizam como criadouros ocos de árvores e bambu; criadouros de solo como remansos de rios, fissuras de rochas, áreas alagadas e

recipientes artificiais. Como também na qualidade da água exigida: limpa, poluída ou até mesmo salgada (Awolola et al., 2007; Beserra et al., 2010; Charlwood, 1979; Dejenie et al., 2011; Lopes e Lozovei, 1995; Okogun et al., 2003; Sunahara e Mogi, 2002).

São encontradas também distinções no formato e na quantidade de ovos. Por exemplo, os Anofelinos põem seus ovos de forma individual na própria lâmina d'água. Apresentam formato de canoa e a presença de flutuadores laterais. Algumas espécies do gênero *Culex* realizam postura com grande quantidade de ovos, também os põe na lâmina d'água, porém todos juntos no formato de uma jangada, possuindo baixa resistência ao ressecamento. Espécies do gênero *Aedes* têm preferência em pôr ovos no substrato na borda de reservatórios de água, pondo-os individualmente e distribuídos em pequenas quantidades, sendo eles mais resistentes à dessecação ou até mesmo espécies com o mecanismo de diapausa, que é um retardamento temporário no desenvolvimento (Causey et al., 1944; Robich e Denlinger, 2005; Subra, 1981).

Algumas espécies do gênero *Mansonia* trazem um exemplo peculiar de forte interação ecológica. Elas colocam seus ovos imersos na base das folhas de plantas aquáticas aderidos por uma substância gelatinosa. As larvas ao eclodirem perfuram os tecidos vegetais com seu sifão respiratório adaptado para utilizar o ar disponibilizado no aerênquima da planta, completando seus ciclos de vida submersos até chegarem à fase adulta (Consoli e Oliveira, 1994).

Quanto à hematofagia, há distinções com relação ao horário preferencial de alimentação, crepúsculo, noite ou dia, na quantidade de repastos sanguíneos, na fonte e escolhas alimentares, que pode ser sangue de aves, mamíferos, répteis, anfíbios e até mesmo peixes ou invertebrados (Marcondes e Alencar, 2010; Almeida et al., 2015; Tempelis, 1975). Há também espécies que são oportunistas e podem se alimentar indiscriminadamente (Forattini, et al., 1987).

Os mosquitos exercem um papel natural no controle populacional de espécies de mamíferos, a exemplo o gênero *Haemagogos*, vetor do vírus da febre amarela silvestre, que ocasiona a morte de primatas. Essa situação não contribuirá necessariamente para a extinção das espécies envolvidas, mas pode ser agravada com a fragmentação ambiental e o isolamento de populações, que pode levar a perda de variabilidade genética (Bicca-Marques e Freitas, 2010).

Conhecendo a grande biodiversidade, nota-se que os mosquitos, pelo estigma adquirido como vetores, ainda são pouco investigados em outros papéis ecológicos. Há trabalhos que apontam sua atuação como polinizadores (Inouye, 2010; Peach e Gries, 2016). Na fase larval podem operar como filtradores, além de importante fonte alimentar para outros grupos, a exemplo dos peixes (Griffin, 2014).

Espécies do gênero *Toxorhynchites*, maiores mosquitos existentes, não se alimentam de sangue na fase adulta e adquirem sua reserva energética e protéica na fase larval sendo carnívoros se alimentando de outras larvas. Na fase adulta apenas ingerem substâncias açucaradas (Steffane Evenhuis, 1981). Este gênero pode atuar no controle populacional de outras espécies de mosquitos.

Conhecer essa diversidade é relevante na contemporaneidade, tanto no aspecto da conservação da biodiversidade brasileira, quanto no vetorial, tendo em vista as doenças tropicais emergentes e reemergentes (Castro Gomes, 1986; Vasconcelos, 2015). Por isso faz-se necessário conhecer com mais profundidade a diversidade de mosquitos dos biomas brasileiros, ainda pouco investigados, e buscar monitorar a distribuição das espécies vetoras.

Diante do exposto, esse estudo se propôs a contribuir com o conhecimento sobre a biodiversidade de mosquitos brasileiros, mais especificamente do bioma Caatinga, que é um dos menos estudados do país. O estudo se encontra dividido em dois capítulos. O primeiro deles trata sobre a “Diversidade de mosquitos do bioma Caatinga, Brasil” e o segundo traz a descrição de uma espécie encontrada nesse bioma: “*Toxorhynchites* (Lyn.) (Diptera: Culicidae), descrição de uma espécie da região semiárida do Brasil”.

MATERIAL E MÉTODOS

Projeto “Mosquitos da Caatinga”

Este trabalho utilizou o material proveniente do projeto temático “Mosquitos da Caatinga” (SISBIOTA CNPq/FAPITEC, Edital 47/2010 processo 563383/2010-0), através do qual foram realizadas coletas sistemáticas entre os anos de 2011 a 2014 com os objetivos de realizar um levantamento da fauna de mosquitos na Caatinga, verificar a ocorrência de espécies de interesse na saúde pública e circulação de vírus. Como

também, entender as estratégias de desenvolvimento dos mosquitos em um ambiente com escassez de recursos hídricos e o reconhecimento dos seus principais criadouros.

Foram analisados dados relativos às coletas de espécimes nas formas imaturas (ovos, larvas e pupas) e adultas em três áreas de proteção do bioma caatinga no semi-árido brasileiro: Estação Ecológica Raso da Catarina na Bahia, com coletas entre março de 2013 e setembro de 2014 (19 coletas); Floresta Nacional de Açu no Rio Grande do Norte, entre setembro de 2011 e agosto de 2013 (24 coletas) e o Monumento Natural Grota do Angico em Sergipe, de julho de 2011 a julho de 2014 (37 coletas) (Figura 1).

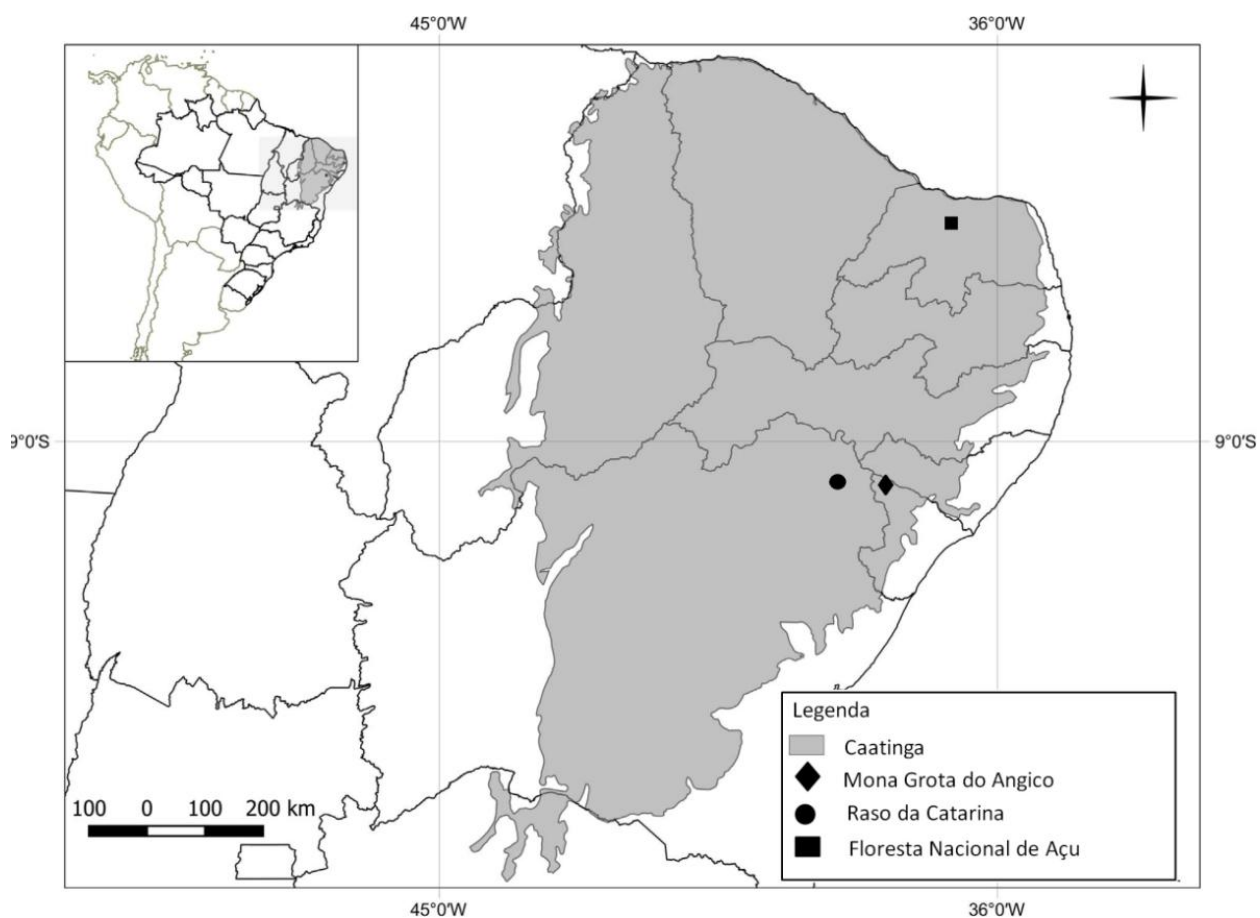


Figura 1: Localização das Unidades de Conservação onde foram realizadas as coletas do projeto “Mosquitos da Caatinga”. (Modificado de Marteis, 2017)

Esse projeto contou com a participação de uma equipe multidisciplinar de pesquisadores de várias regiões do país. A sua execução foi realizada pela Universidade Federal de Sergipe (UFS), associada à Universidade Federal do Rio Grande do Norte (UFRN) e Faculdade de Saúde Pública da Universidade de São Paulo e contou com a colaboração dos Institutos Butantan e Evandro Chagas.

Localidades inventariadas pelo projeto

Estação Ecológica Raso da Catarina

A Estação Ecológica Raso da Catarina (EERC) é uma Unidade de Conservação (UC) de âmbito federal criada oficialmente em 1984, sendo recategorizada em 2001. Possui uma área aproximada de 100.000 hectares de Caatinga protegida. Localiza-se nas cidades de Paulo Afonso, Rodelas e sua maior porção em Jeremoabo ($38^{\circ} 44'00''$ W a $39^{\circ} 29'20''$ W e $9^{\circ} 33'13''$ S a $9^{\circ} 54'30''$ S), nordeste do Estado da Bahia (Figura 2). A Estação Ecológica é uma das modalidades mais restritivas quanto à visitação, sendo permitida somente para a realização de pesquisas científicas e atividades educativas.

A UC limita-se com as cidades de Canudos e Macururé a oeste, com o rio Vaza-Barris e a Serra Branca ao sul e a Terra Indígena dos Pankararé ao leste. Caracteriza-se por estar em uma zona de deposição conhecida como região de platô do Raso, possuindo assim um solo arenoso e uma extensa superfície regular, que se inclina para os vales das bacias hidrográficas que tem influência na região, a do Submédio São Francisco e a do rio Vaza Barris. Há também a presença de formações rochosas como inselbergs e depressões. A paisagem é marcada predominantemente por vegetação arbustiva e uma zona de mata constituída principalmente por espécies de plantas pertencentes às famílias Euphorbiaceae, Bromeliaceae e Cactaceae (Paes e Dias, 2008).

A UC está entre duas faixas de clima, é considerado Tropical Aw e BSh. Os pontos de coletas estavam situados em área pertencente ao município de Paulo Afonso, que sofre maior influência do clima semiárido. A média de precipitação anual fica em torno de 540 mm ao ano, com chuvas concentradas entre os meses de março a julho e temperatura média de 26°C (Organização Climate-data, 2017).



Figura 2: Estação Ecológica Raso da Catarina localizada no Estado da Bahia. Fotos de Letícia Marteis (Fonte: <http://mosquitosdacaatinga.wixsite.com>)

Monumento Natural Grota do Angico

O Monumento Natural Grota do Angico (MNGA) possui 2.183 hectares de Caatinga protegida (MMA, 2017). Localiza-se nas coordenadas 9°39'50" S e 37°40'57" W) no norte do Estado de Sergipe. Trata-se de uma UC Estadual do bioma Caatinga que foi criada no ano de 2007. A UC está situada na divisa dos municípios de Poço Redondo e Canindé do São Francisco, à margem direita do rio São Francisco, sendo banhada dessa forma por uma das principais bacias hidrográficas do país (Figura 3).

Essa categoria de UC permite a visitação turística pela sua importância cultural, atraindo público pelo acontecimento histórico que marcou esse local, já que foi onde ocorreu o massacre do ícone do movimento do cangaço, Virgulino Ferreira e seu bando. Além do potencial ecoturístico oriundo das inúmeras belezas naturais do lugar.

Caracteriza-se por ser uma área em processo de regeneração com antigas pastagens e uma vegetação predominantemente em processo de sucessão secundária,

localizada em zona de relevo aplanada conhecida como "Pediplanos Sertanejos", comum solo raso argiloso classificado como Neossolo Litólico Eutrófico e presença de alguns afloramentos rochosos (Embrapa, 2006). Nove famílias de plantas são mais representativas: Fabaceae, Asteraceae, Euphorbiaceae, Malvaceae, Poaceae, Rubiaceae, Bromeliaceae, Cactaceae e Convolvulaceae (Silva et al. 2013), possuindo a presença marcante da espécie *Poincianella pyramidalis* (Catingueira). O clima é Tropical Semiárido –BSh (Nimer, 1972), com temperatura média anual de 26 °C e precipitação média baixa (cerca de 550 mm) com chuvas concentradas entre março a julho (Organização Climate-data, 2017)

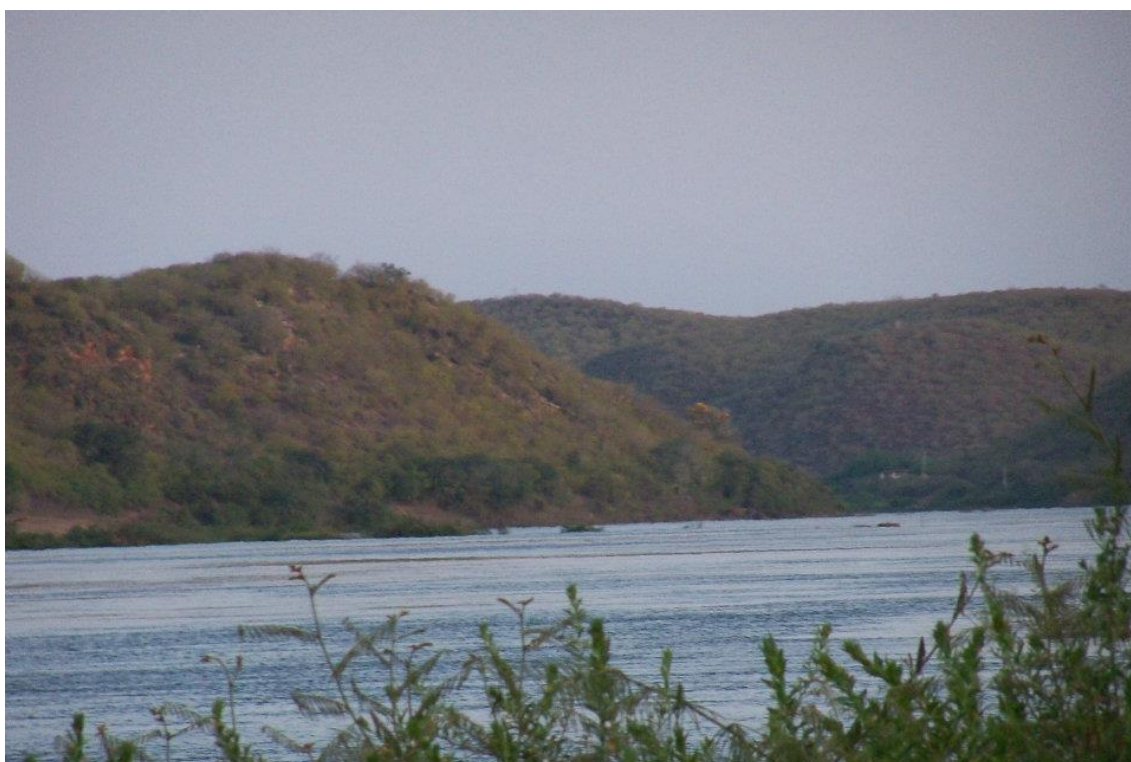


Figura 3: Monumento Natural Grota do Angico localizado na margem do Rio São Francisco, em Sergipe. (Foto: Arquivo pessoal)

Floresta Nacional de Açu

A Floresta Nacional de Açu (FNA) pertence a uma categoria de UC de uso sustentável, permitindo o seu uso para múltiplas finalidades, como a utilização dos recursos florestais, visitação e pesquisas científicas, desde que seja autorizado e estabelecido em seu plano de manejo (Rylands e Brandon, 2005). Foi instaurada em 2001, conta com 218,46 hectares de Caatinga sendo administrada pelo poder executivo

do Brasil (ICMBio, 2018). Localiza-se a sudoeste da cidade de Assú nas coordenadas 5°34'59.4"S 36°56'39.3"W na região central do Rio Grande do Norte (Figura 4).

Caracteriza-se por estar em uma região de clima semiárido, com neossolos pedregosos, de origem cristalina, por isso apresenta solo arenoso rico em quartzo. Sofre influência da bacia hidrográfica do rio Piranhas-Açu e possui águas subterrâneas e presença de lago e açudes (Amorim et al., 2016).

A média anual de precipitação fica em torno de 600 mm com chuvas concentradas entre os meses de dezembro a abril e temperatura média de 28°C (Costa et al., 2010). A vegetação é do tipo arbóreo-arbustiva, tendo como principais famílias representativas de plantas: Fabaceae, Boraginaceae, Euphorbiaceae, Bignoniaceae e Malvaceae (Souza et al. 2014).



Figura 4: Imagem da Floresta Nacional do Açu localizado no Rio Grande do Norte. (Fonte: <http://www.icmbio.gov.br>)

Métodos de coletas utilizados no projeto Mosquitos da Caatinga

As técnicas de coleta aplicadas foram realizadas de acordo com o estágio de desenvolvimento dos mosquitos, envolvendo coletas de ovos, larvas, pupa e adultos. Foram capturados organismos em diferentes reservatórios naturais de água, como ocos de árvore (Figura 5A), bromélias terrestres e epífitas (Figura 5F) e criadouros de solo (Figuras 5G e 5J), em recipientes artificiais e armadilhas de oviposição (Figuras 5D e 5E). As capturas de adultos noturnos foi padronizada nas três áreas, mas houve variação das técnicas de coletas empregadas para coleta de imaturos de acordo com criadouros encontrados em cada UC, bem como capacidade logística (Tabela 1).

As capturas de adultos foram divididas em diurnas e noturnas. A coleta de mosquitos adultos de hábitos diurnos se deu entre 08:00 e 10:00 da manhã, sendo o próprio pesquisador utilizado como efeito intrusão para atrair culicídeos. Para isso, foram selecionadas duas trilhas por UC, uma localizada em área aberta e outra em uma zona de mata fechada. Foram estabelecidos três grupos com dez pontos amostrais para cada trilha, onde os pontos ficavam na própria trilha separada por 10 m entre eles (Figura 5L), totalizando assim, 100 metros de trilha para cada grupo de pontos, separados por 300 m de distância até iniciar o novo grupo, totalizando ao final, 30 pontos amostrais e 900 metros de trilha percorridos para cada trilha e 60 pontos em cada coleta por UC. A coleta se dava nos próprios pontos, onde o colaborador permanecia por cinco minutos coletando os mosquitos atraídos, ainda em vôo ou quando pousavam antes da realização da hematofagia. As coletas eram feitas com o auxílio do aspirador elétrico manual (Figura 5I).

Na captura de mosquitos adultos de hábito noturno foi utilizada a técnica de Shannon (1939) com coletores de aspiração manual das 17:00 às 20:00. Ela se baseia na utilização de uma tenda branca montada na área de mata com uma fonte luminosa em seu interior para atração de insetos adultos noturnos (Figura 5H). Cada coleta mensal utilizava quatro tendas de Shannon distribuídas com uma distância mínima entre elas de 400 m, sendo a coleta realizada por duplas, onde cada pessoa portava um aspirador elétrico manual.

A cada hora de coleta, tanto diurna quanto noturna, os recipientes dos aspiradores eram retirados e colocados em uma bolsa plástica tipo “zip” contendo

algodão umedecido com acetado de etila, onde ficavam por alguns minutos até serem transferidos para potes plásticos e armazenados adequadamente em recipientes contendo sílica para controlar a umidade com a devida identificação do local, data e horário da coleta. Mosquitos que seriam submetidos à avaliação da infectividade foram eutanasiados rapidamente em uma temperatura a -5°C , transferidos para criotubos e inseridos em um botijão de nitrogênio líquido.

Para captura de mosquitos nos estágios imaturos foram utilizadas diferentes técnicas de acordo com o tipo de criadouro. Em áreas alagadas foi empregada a técnica da concha entomológica, que se trata de um recipiente com capacidade para 350 ml com uma haste longa que é mergulhada no perímetro das bordas para ser averiguada a presença de larvas (Fig. 5B), estipulando-se uma concha de água a cada metro percorrido pelo pesquisador. Em bromélias e ocos de árvores foram realizadas coletas por meio de sucção com uma ferramenta artesanal desenvolvida pela própria equipe da pesquisa, que se assemelha a uma grande seringa com uma capacidade de sugar um volume de até 700 ml (Fig. 5C). A água aspirada do criadouro não utilizada era devolvida ao seu reservatório de origem.

Para captura de imaturos, especificamente na FNA, foram usadas armadilhas artificiais. Para larvas foram empregadas larvitrapas (Figura 5E), que eram confeccionadas com pneu cortado ao meio e contendo aproximadamente um litro de água destilada para atrair mosquitos para oviposição. Elas eram dispostas em árvores com altura de 1,5 m do solo e 2 km de distância entre si. Esses recipientes eram instalados uma semana antes das coletas mensais, quando era feita a verificação da presença de larvas. Se presentes, as larvas eram armazenadas em álcool 70% e levadas ao laboratório para identificação e contagem.

Para coleta de ovos foram instaladas dez ovitrapas com uma distância de 300 m entre elas, cobrindo um raio de 3 km de mata. Essa armadilha consiste de recipientes artificiais plásticos de cor escura contendo água destilada com uma palheta de compensado de eucatex com 5mm de espessura, 12,5cm de comprimento por 2cm de largura (Figura 5 D). As palhetas ficavam por uma semana, quando eram substituídas e levadas para o laboratório para verificação e contagem dos ovos com o auxílio da lupa.

Tabela 1: Técnicas de coleta empregadas para cada Unidade de Conservação onde o projeto Mosquitos da Caatinga operou durante a realização pesquisa entre os anos de 2011 e 2014.

| Técnicas Empregadas | Estação Ecológica Raso Da Catarina | Monumento Natural grota do Angico | Floresta Nacional do Açu |
|--------------------------------|---|--|---|
| Diurnos | X | X | |
| Shannon | X | X | X |
| Oco de árvore | X | X | |
| Bromélia | X | X | |
| Criadouros de solo | X | X | |
| Larvitrapa | | | X |
| Ovitrapas | | X | X |



Figura 5: Diferentes técnicas utilizadas e criadouros identificados nas coletas de mosquitos adultos e imaturos durante a execução do projeto “Mosquitos da Caatinga” nas três UCs estudadas. Imagens de A a L: (A) Oco de árvore; (B) Concha entomológica; (C) Coleta por sucção em bromélia; (D) Ovitrapas; (E) Larvitrapa; (F) Bromélia; (G) Criadouros de solo; (H) Técnica de Shannon; (I) Aspirador manual; (J) Criatório de solo em Rocha e (L) Coleta de mosquito diurna. Fotos de Letícia Marteis (Fonte: <http://mosquitosdacaatinga.wixsite.com>).

O material coletado foi armazenado e encaminhado ao Laboratório de Entomologia e Parasitologia Tropical (LEPaT) da UFS ou Laboratório de Entomologia da UFRN para a montagem e identificação utilizando diferentes chaves dicotômicas para gêneros e espécies. As larvas em diferentes estágios de desenvolvimento, de difícil identificação, foram transferidas para bandejas para criação, sendo alimentadas com ração de alevinos até atingirem o estágio L4, quando eram separadas individualmente em copos descartáveis de 20 ml para a realização da montagem associada para a posterior identificação. Nesse processo foram preservadas as exúvias quitinosas das fases L4 e pupal, as quais foram montadas em lâmina com lamínula, associadas com o respectivo mosquito adulto de forma a auxiliar na identificação taxonômica. O material utilizado neste trabalho foi proveniente da coleção de dípteros do LEPaT e do Banco de Dados do Projeto “Mosquitos da Caatinga”.

Capítulo I

Diversidade de Mosquitos do Bioma Caatinga, Brasil

Diversidade de Mosquitos do Bioma Caatinga, Brasil

David Campos Andrade¹, Roseli La Corte^{1,2}

¹ Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação, Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão, 49100-000, Sergipe, Brasil.

² Departamento de Morfologia, Universidade Federal de Sergipe, Avenida Marechal Rondon, S/N, 49100-000, São Cristóvão, SE, Brasil

e-mail: david.c7@hotmail.com

Resumo

Informações sobre a riqueza de mosquitos na Caatinga ainda são escassas, sendo encontrados poucos levantamentos para a família Culicidae. Este estudo foi realizado com o objetivo de descrever as espécies de mosquitos que ocorrem na Caatinga, analisando a composição e distribuição delas entre as comunidades. Para isso, reuniram-se informações de levantamentos realizados em áreas de Caatinga de quatro estados brasileiros entre os anos de 2008 e 2014. As informações somaram dados do projeto “Mosquitos da Caatinga” que realizou levantamentos em três UCs: Estação Ecológica Raso da Catarina (EERC) na Bahia, Floresta Nacional do Açu (FNA) no Rio Grande do Norte e Monumento Natural Grota do Angico (MNGA) em Sergipe com inventários que ocorreram no Norte de Minas Gerais (NMG); Estação Ecológica de Seridó (EES) e uma área particular conhecida por Sítio Areias (SA), ambas também no estado do Rio Grande do Norte. As técnicas de coletas utilizadas foram variadas, incluindo coleta de ovos, larvas e adultos. Foi utilizado o particionamento da β diversidade e os seus índices de substituição (β_{JTU}) e/ou aninhamento (β_{JNE}) para verificar a dissimilaridade entre as comunidades. Foram registradas 81 espécies de mosquitos pertencentes a 14 gêneros para a Caatinga. A maior riqueza encontrada foi em NMG ($S = 49$) e MNGA ($S = 30$). As demais áreas apresentaram menores riquezas, sendo 26 para EERC, 17 em FNA e 11 na EES. Desse total, 35 delas compartilhadas e 46 ocorrências exclusivas. As áreas onde ocorreram o maior número de espécies exclusivas foram o NMG com 30%, seguido por MNGA e EERC com 11%. As comunidades demonstraram altas taxas de variação ($\beta_{JAC} = 0,88$), sendo o mecanismo de substituição o principal incriminado pelo padrão encontrado ($\beta_{JTU} = 0,79$, $\beta_{JNE} = 0,09$). A substituição responde às mudanças nas comunidades em decorrência da existência de nichos vagos e da capacidade das espécies em colonizá-los. Esse resultado pode ter relação com a ampla heterogeneidade ambiental do bioma e as interações ecológicas de algumas espécies com seus criadouros específicos, mas também pode ter sido afetado pela variação nos métodos de coleta. As espécies com maior distribuição pertencem aos gêneros: *Aedes*, *Anopheles*, *Psorophora*, *Haemagogus*, *Coquillettidia* e *Mansonia*, que são também de interesse médico. Esse estudo, une informações atualizadas mostrando a diversidade de mosquitos na Caatinga brasileira. Espera-se que tais informações possam contribuir para subsidiar planos de contingência para doenças tropicais nas dimensões da caatinga.

Palavras chave: Biodiversidade, Culicidae, Semiárido, Floresta Decidual Seca, Ecologia de Vetores

Introdução

A Caatinga é um bioma singular localizado apenas no Brasil. Atualmente sofre sérias ameaças ambientais por diferentes intervenções de alteração de habitat. Um dos graves problemas que causa apreensão é o fenômeno da desertificação, que pode tornar áreas totalmente salinizadas e improdutivas (Marengo, et al., 2011). Tais fatores ameaçam uma biodiversidade ainda em desvendamento pela carência de estudos em uma região de comprovado endemismo de espécies (Giulietti, 2004; Marteis 2017 a, b; La Corte et al., 2018).

Este ambiente é caracterizado por sua tipologia vegetacional de matas decíduais secas em diferentes estágios sucessionais por uma faixa geográfica de alto déficit hídrico (Drumond et al., 2000; Leal et al., 2003). Ocupa uma área de 844.453 km², aproximadamente 11% do território nacional brasileiro, com quase sua totalidade localizada na Região Nordeste brasileira, à exceção de uma pequena porção ao norte do estado de Minas Gerais (Hauff, 2010). Faz limite ao Leste e Oeste com florestas úmidas e ao sul com o Cerrado (IBGE, 2015).

O reconhecimento da importância de conservar o bioma Caatinga é recente (Santos et al., 2011). Atualmente ele conta com 7,7% da sua área protegida em alguma categoria de proteção, com apenas aproximadamente 17% dessa área total inserida em alguma categoria de Proteção Integral (PI). Um valor ainda inferior comparado proporcionalmente a biomas de florestas úmidas que ocorrem no Brasil (CNUC/MMA, 2017, Leal et al., 2005).

A escassez de água associada ao clima semiárido está relacionada à inserção dessa região numa zona de depressões interplanálticas que impossibilita a circulação de massas de ar úmidas. Outro fator é aposição geográfica da região na faixa equatorial do globo (Ab'Sáber, 1999). Sendo assim, o bioma Caatinga é marcado por baixa pluviosidade na maior parte do ano e uma elevada radiação solar. Por essa razão, consegue reunir uma fauna e flora adaptadas a tais condições de rusticidade (Silva et al., 2004). Atualmente há o conhecimento de ocorrência de 178 espécies de mamíferos, 591 de aves, 177 de répteis, 79 de anfíbios, 241 de peixes e 221 de abelhas para o bioma (MMA, 2017). Sendo ainda incipientes os levantamentos para muitas ordens de insetos (Hernández, 2007).

Estudos sobre a diversidade da família Culicidae na Caatinga são escassos. Os poucos levantamentos focam na diversidade local de espécies. Porém o estudo da diversidade em maior escala pode contribuir no entendimento de outros processos que influenciam na estruturação das comunidades e no padrão de distribuição biogeográfico das espécies (Wardhaugh, 2014). As escalas de averiguação da diversidade podem ser nos níveis local, entre os habitats e regional, conhecidos como escalas alfa (α), beta (β) e gama (γ), respectivamente (Whittaker, 1972).

Dessa forma, este estudo teve por objetivo analisar os padrões espaciais e os processos geradores da diversidade (α , β e γ) de mosquitos dentro dos limites da Caatinga. Para tanto, foi feito um checklist das espécies de mosquitos que ocorrem no Brasil unindo informações de inventários recentes de fauna, que representam o período de maior esforço amostral realizado para o bioma, apresentando a abrangência das espécies encontradas. Foi também comparada à similaridade entre as comunidades, com o objetivo de levantar as possíveis causas que podem influenciar na formação das assembléias de espécies além da escassez de água.

Material e Métodos

Área de estudo e técnicas de coleta empregadas

Para o checklist atualizado das espécies da Caatinga, foram unificados levantamentos das espécies de mosquitos feitos em matas decíduais secas entre os anos de 2008 e 2014. Compilaram-se informações combinando dados originais ou já publicados extraídos dos bancos de dados do projeto “Mosquitos da Caatinga” e de inventários realizados na última década disponibilizados na forma de artigos e dissertações de mestrado (Fernandes, 2011; La Corte et al., 2018; Inacio, 2016; Marteis 2017a, b; Santos et al., 2015) (Figura 1).

O projeto “Mosquitos da Caatinga” (SISBIOTA CNPq/FAPITEC, Edital 47/2010 processo 563383/2010-0) fez levantamentos para os Estados de Sergipe, Norte da Bahia e Rio Grande do Norte, realizando levantamentos mensais em três Unidades de Conservação (UC) inseridas no bioma entre os anos de 2011 e 2014 nos períodos secos e chuvosos.



Figura 1: Mapa com a localização do bioma Caatinga e áreas onde ocorreram levantamentos de mosquitos nos estados da Bahia, Minas Gerais, Rio Grande do Norte e Sergipe, Brasil entre os anos de 2008 e 2014. (Adaptado de Marteis et al. 2017)

As áreas estudadas foram: 1. Estação Ecológica Raso da Catarina na Bahia-EERC (38 ° 44'00 "W a 39 ° 29'20" W e 9 ° 33'13 "S a 9 ° 54'30" S) que possui uma área de 1000 km², com raros recursos aquáticos permanentes, precipitação média de 540 mm, com presença de vegetação arbustiva e uma zona de mata com sub-bosque mais denso com árvores de maior porte conhecida como Pororoca; 2. Floresta Nacional de Açú- FNA, no Rio Grande do Norte (5°34'59.4"S 36°56'39.3"W) com uma área de 2,25km², precipitação média de 600 mm, vegetação arbóreo-arbustiva e presença de lagos e açudes e 3. Monumento Natural Grota do Angico-MNGA em Sergipe (9°39'50" S 37°40'57" W) com 21,83 km², mata arbóreo-arbustivo com predominância da espécie *Poincianella pyramidalis* (Catingueira), precipitação média de 550 mm, sendo margeada pelo rio São Francisco. As técnicas de coleta utilizadas variaram entre as áreas e incluíram ovitrampas para ovos; larvitampas, sucção de água em reservatórios naturais e concha entomológica em áreas alagadas, para coleta de larvas. Também foi realizada a coleta de mosquitos adultos de hábito diurnos e usada a técnica de Shannon para os de hábito noturno com o auxílio de aspirador manual ou tubo de vácuo manual.

Explorando, dessa maneira uma grande variedade de criadouros fitotélmicos, endrotélmicos, de solo e artificiais como oco de árvores, bromélias, lagos e buraco de rochas (Tabela 1).

As informações obtidas para o Norte do estado de Minas Gerais- NMG foram retiradas do inventário publicado por Santos et al., (2015) em uma faixa de Caatinga já próxima a transição com o bioma Cerrado, que possui uma vegetação tipicamente semi-decidual conhecida como caducifólias, com precipitação maior em comparação às outras áreas, com média anual de 871 mm. O trabalho abrangeu quatro UCs localizadas em manchas de Caatinga na porção do Médio rio São Francisco: 1. Parque Estadual Mata Seca ($14^{\circ}48'36''\text{S}$ - $43^{\circ}55'12''\text{W}$), 2. Parque Estadual Lagoa do Cajueiro ($14^{\circ}55'08''\text{S}$ - $43^{\circ}56'23''\text{W}$), 3. Reserva Biológica Jaíba ($15^{\circ}3'57.81''\text{S}$ - $43^{\circ}45'45.03''\text{W}$) e 4. Reserva Biológica Mata Azul ($15^{\circ}11'32.20''\text{S}$ - $43^{\circ}54'41.1''\text{W}$). Todavia os dados foram considerados em conjunto neste trabalho devido à proximidade entre essas áreas. Somadas elas estão dentro de perímetro aproximado de 150 km. As técnicas de coleta consistiam em armadilha de luz do tipo Shannon, armadilhas de luz CDC no crepúsculo e coleta de diurnos. As coletas foram semestrais e ocorreram entre agosto de 2008 e julho de 2012 nos períodos secos e chuvosos (Santos et al., 2015).

Os dois últimos levantamentos utilizados ocorreram do Rio Grande do Norte. Um deles foi realizado na Estação Ecológica de Seridó- EES ($6^{\circ}37'30\text{S}$ e $37^{\circ}14'30\text{W}$), disponível em Fernandes (2011). A EES compõe uma área de aproximadamente 13 km^2 com presença de vegetação arbustiva e arbórea na parte mais elevada (250-385 m), precipitação média anual de 450 mm e presença de açudes para abastecimento da população. A UC é circundada por comunidades rurais que desenvolvem atividade agropecuária (Fernandes 2011). As coletas foram realizadas entre os anos de 2009 e 2010 durante oito meses com dois dias consecutivos de coleta divididos entre a época seca e chuvosa. Houve busca de ovos por meio de Ovitampas, coleta de adultos diurnos e armadilha de Shannon para os noturnos, realizada por meio tubo de sucção manual.

O segundo e mais recente, foi desenvolvido por Inácio (2016) em uma área particular com variação de estratos arbóreos de Caatinga identificada como Sítio Areias-SA na cidade de Currais Novos ($6^{\circ}16'50.60''\text{S}$ e $36^{\circ}28'23.70''\text{W}$). A área possui vegetação arbóreo-arbustiva conhecida como Caatinga Hiperxerófila do Seridó, com árvores de maior porte nos locais de maior altitude. A precipitação anual fica em torno

de 610 mm. As coletas foram quinzenais e ocorreram entre os anos de 2014 e 2015 durante três meses nos períodos seco e chuvoso. Utilizou-se armadilha de Shannon e captura com aspiradores manuais, sendo também empregadas ovitrampas para coleta de ovos (Inácio, 2016).

Os nomes das espécies foram abreviados de acordo com o proposto por Reinert (2017) e a lista de espécies válidas de Harbach (2017). Porém, para espécies do gênero *Aedes* foi mantida a classificação taxonômica anterior, conforme a recomendação de Wilkerson et al. (2015).

Tabela1: Técnicas de coletas empregadas em levantamentos realizados no bioma Caatinga entre os anos de 2008 e 2015.

| TÉCNICAS DE COLETA / ÁREA* | MNGA- SE | EERC- BA | FNA- RN | EES- RN | SA-RN | Norte de MG |
|---------------------------------------|---------------------|---------------------|--------------------|--------------------|--------------|------------------------|
| Diurnos | X | X | | | | X |
| Shannon | X | X | X | X | X | X |
| Oco de árvore | X | X | | | | |
| Bromélia | X | X | | | | |
| Criadouros de solo | X | X | | | | |
| Larvitampa | | | X | | | |
| Ovitrampas | X | | X | X | X | |
| Armadilha tipo CDC | | | | | | X |

* MNGA- Monumento Natural Grota do Angico em Sergipe; EERC- Estação Ecológica Raso da Catarina na Bahia; FNA- Floresta Natural do Açu, EES- Estação Ecológica do Seridó e SA- Sítio Areias no Rio Grande do Norte e NMG- Norte de Minas Gerais.

Análises de Dados

Visto que as técnicas de coleta empregadas, o número de amostragens e criadouros explorados variou em cada inventário, optou-se metodologicamente pela realização de análises de cunho qualitativo utilizando a riqueza de espécies pela presença e ausência nas seis áreas. As comunidades foram assim classificadas de acordo com a composição da riqueza taxonômica das espécies identificadas.

Foi utilizado o particionamento da β diversidade com o intuito de entender qual o fenômeno ecológico que causa mais influência no processo relacionado às mudanças na composição de espécies nas seis áreas, analisando a atuação dos mecanismos

ecológicos de substituição (β_{JTU}) e aninhamento (β_{JNE}). Utilizou-se para isso, o pacote "betapart" no software Development core team R (2015), com o índice de dissimilaridade de Jaccard (β_{JAC}) como proposto por Baselga e Orme, (2012).

Para representação gráfica da similaridade de mosquitos entre as seis áreas foi realizada a análise de agrupamento de Cluster com o índice de Jaccard e o coeficiente UPGMA (Agrupamento pelas médias aritméticas não ponderadas), através de uma matriz de presença e ausência no programa Past versão 3.19. As espécies com identificação imprecisa nos trabalhos, indicadas como *sp.*, não foram consideradas, já as indicadas como espécies novas foram incluídas, tendo em vista representarem o nível de endemidade na área.

Resultados

Diversidade de Mosquitos na Caatinga

Excluindo-se os exemplares com identificação imprecisa, houve total de 81 espécies registradas para o bioma Caatinga, pertencentes a 14 gêneros (Tabela 2). A riqueza para cada área foi de 49 (60%) para o NMG, 30 (37%) espécies para MNGA, 26 (32%) EERC, 17 (21%) FNA, 13 (16%) SA e 11(13%) EES. Foram compartilhadas 35 espécies do total e 46 delas tiveram ocorrência exclusiva em uma das seis áreas. A área onde ocorreu o maior percentual de espécies exclusivas foi o NMG, contendo 30% do total das espécies coletadas, seguido do MNGA e EERC com 11%, SA com 2% e FNA com 1%. Supostamente 15 novas espécies foram apontadas entre as áreas MNGA e EERC.

Aproximadamente 35 % das espécies que ocorrem nas extensões de Caatinga são consideradas como de interesse médico ou veterinário, sendo os principais gêneros: *Aedes*, *Anopheles*, *Culex*, *Coquillettidia*, *Haemagogos*, *Mansonia*, *Psorophora* e *Sabethes*.

Tabela2: Checklist da diversidade regional de espécies da família Culicidae reunido de levantamentos realizados na Caatinga entre os anos de 2008 e 2015 com seus locais de ocorrência.

| Espécies | MNG A- SE | EERC- BA | FNA- RN | EES- RN | SA- RN | Norte de MG |
|---|--------------|-------------|------------|------------|-----------|----------------|
| ANOPHELINAE | | | | | | |
| Anopheline | | | | | | |
| <i>Anopheles (Nys.) albitarsis s.l.</i> Lynch Arribalzaga, 1878 | X | X | X | X | X | X |
| <i>An. (Nys.) argyritarsis s. l.</i> Robineau-Desvoidy, 1827 | X | X | | | | X |
| <i>An. (Nys.) argyritarsis s.s.</i> Robineau-Desvoidy, 1827 | X | | | | | |
| <i>An. (Nys.) braziliensis</i> (Chagas, 1907) | | | | | X | X |
| <i>An. (Nys.) darlingi</i> Root 1926 | | | | | | X |
| <i>An. (Nys.) deaneorum</i> Rosa-Freitas, 1989 | | | | | X | X |
| <i>An. (Nys.) evansae</i> (Brethes, 1926) | | | | | | |
| <i>An. (Nys.) marajoara</i> Galvão & Damasceno, 1942 | | | | | X | |
| <i>An. (Nys.) oryzalimnetes</i> Wilkerson & Motoki, 2009 | | X | | | | |
| <i>An. (Nys.) sawyeri</i> Causey, Deane, Deane & Sampaio, 1943 | | X | | | | |
| <i>An. (Nys.) albimanus</i> section/Oswaldoi Subgroup | | | | | | X |
| <i>An. (Nys.) triannulatus s.l.</i> (Neiva & Pinto, 1922) | X | X | | X | | X |
| CULICINAE | | | | | | |
| Aedomyiini | | | | | | |
| <i>Aedeomyia (Ady.) squamipennis</i> (Lynch Arribalzaga, 1878) | X | | X | X | | X |
| Aedini | | | | | | |
| <i>Aedes (How.) fulvithorax</i> (Lutz, 1904) | | X | | | | X |
| <i>Ae. (Och.) fulvus</i> (Wiedemann, 1828) | | | | | | X |
| <i>Ae. (Och.) hastatus</i> Dyar, 1922 | | | | | | X |
| <i>Ae. (Och.) lepidus</i> (Cerqueira & Paraense, 1945) | | | | | X | |
| <i>Ae. (Och.) scapularis</i> (Rondani, 1848) | X | X | X | X | X | X |
| <i>Ae. (Och.) serratus</i> (Theobald, 1901) | | | | | | X |
| <i>Ae. (Och.) stigmaticus</i> (Edwards, 1922) | | | | | | X |
| <i>Ae. (Och.) taeniorhynchus</i> (Wiedemann, 1821) | X | | X | | X | X |
| <i>Ae. (Pro.) terreus</i> (Walker, 1856) | X | X | | | | |

| Espécies | MNG A- SE | EERC- BA | FNA- RN | EES- RN | SA- RN | Norte de MG |
|--|--------------|-------------|------------|------------|-----------|----------------|
| <i>Ae. (Stg.) aegypti</i> (Linnaeus, 1762) | | | X | X | | X |
| <i>Ae. albopictus</i> (Skuse, 1895) | | | X | | | |
| <i>Haemagogus (Hag.) janthinomys</i> Dyar, 1921 | | | | | | X |
| <i>Hg. (Hag.) spegazzinii</i> Brethés, 1912 | | | X | | X | X |
| <i>Hg. Spegazzinii n. sp I</i> | X | X | | | | |
| <i>Hg. (Con.) leucocelaenus</i> (Dyar & Shannon, 1924) | | X | | | | X |
| <i>Psorophora. (Gra.) cingulata</i> Fabricius, 1805 | | | | | | X |
| <i>Ps. (Jan.) discrucians</i> (Walker, 1856) | | | | | | X |
| <i>Ps. (Jan.) ferox</i> (Von Humboldt, 1819) | X | | | X | X | X |
| <i>Ps. (Jan.) albigena</i> (Peryassu, 1908) | | | | | | X |
| Mansoniini | | | | | | |
| <i>Coquillettidia (Rhy.) Shannoni</i> (Lane & Antunes, 1937) | X | | | | | |
| <i>Cq. (Rhy.) albicosta</i> (Peryassú 1908) | | | | | | X |
| <i>Cq. (Rhy.) hermanoi</i> (Lane & Coutinho, 1940) | | | | | | X |
| <i>Cq. (Rhy.) juxtamansonia</i> (Chagas, 1907) | | | X | | | X |
| <i>Cq. (Rhy.) iynchi</i> Shannon, 1931 | | | | | | X |
| <i>Cq. (Rhy.) nigricans</i> (Coquillett, 1904) | | | X | X | | X |
| <i>Cq. (Rhy.) venezuelensis</i> (Theobald, 1912) | | | X | X | | X |
| <i>Mansonia (Man.) humeralis</i> Dyar & Knab, 1916 | | | X | X | | X |
| <i>Ma. (Man.) indubitans</i> Dyar & Shannon, 1925 | X | X | X | | X | X |
| <i>Ma. (Man.) pseudotitillans</i> Theobald, 1901 | | | X | | | X |
| <i>Ma. (Man.) titillans</i> (Walker, 1848) | | | X | X | | X |
| <i>Ma. wilsoni</i> (Barreto & Coutinho, 1944) | | | X | X | X | |
| Culicini | | | | | | |
| <i>Culex (And.) conservator</i> Dyar & Knab 1906 | X | X | | | | |
| <i>Cx. (And.) n sp.I</i> | | X | | | | |
| <i>Cx.prox.(And.) n. spI</i> | X | | | | | |
| <i>Cx. (Cux.) ameliae</i> Casal, 1967 | | | | | | X |
| <i>Cx. (Cux.) bidens</i> Dyar, 1922 | | | | | | X |
| <i>Cx. (Cux.) chidesteri</i> Dyar, 1921 | X | | X | | | |

| Espécies | MNG A- SE | EERC- BA | FNA- RN | EES- RN | SA- RN | Norte de MG |
|---|--------------|-------------|------------|------------|-----------|----------------|
| <i>Cx. (Cux.) grupo coronator</i> Dyar & Knab, 1906 | X | | | | X | |
| <i>Cx. (Cux.) declarator</i> Dyar & Knab, 1906 | X | | | | | |
| <i>Cx. (Cux.) habilitator</i> Dyar & Knab, 1906 | X | | | | | X |
| <i>Cx. (Cux.) maxi</i> Dyar, 1928 | X | X | | | | |
| <i>Cx. (Cux.) nigripalpus</i> Theobald, 1901 | X | X | | | | |
| <i>Cx. (Cux.) restuans</i> Theobald, 1901 | | | | | | X |
| <i>Cx. (Cux.) salinarius</i> Coquillett, 1904 | | | | | | X |
| <i>Cx. (Cux.) saltanensis</i> Dyar, 1928 | X | X | | | | X |
| <i>Cx. (Cux.) scimitar</i> Branch & Seabrook, 1959 | | | | | | X |
| <i>Cx. (Mcx.) gr. imitator. sp 1</i> | | X | | | | |
| <i>Cx. (Mcx.) xenophobesn. sp. 1</i> | | X | | | | |
| <i>Cx. (Mel.) aureonotatus</i> Duret & Barreto, 1956 | X | | | | | |
| <i>Cx. (Mel.) bastagarius</i> Dyar & Knab, 1906 | X | | | | | |
| <i>Cx. (Mel.) complexo</i> Vomerifer | | | | | | X |
| <i>Cx. (Mel.) group Atratus</i> | | | | | | X |
| <i>Cx. (Mel.) ribeirensis/cedecei</i> | X | | | | | |
| <i>Cx. (Mel.) seção melanoconion</i> | | | X | | | X |
| Sabethini | | | | | | |
| <i>Limatus durhamii</i> Theobald, 1901 | X | | | | | |
| <i>Li. paraensis</i> (Theobald, 1903) | | | | | | X |
| <i>Runchomyia n sp. 1</i> | | X | | | | |
| <i>Sabethes (Pey.) undosus</i> (Coquillett, 1906) | | | | | | X |
| <i>Wyeomyia (Pho.) sp1</i> | X | X | | | | |
| <i>Wy. (Pho.) n. sp2</i> | X | X | | | | |
| <i>Wy. (Pho.) n. sp3</i> | | X | | | | |
| <i>Wy. n. sp1</i> | | X | | | | |
| Toxorhynchitini | | | | | | |
| <i>Toxorhynchites n. sp 1</i> | X | X | | | | |
| <i>Tx. n. sp 2</i> | X | X | | | | |
| Uranotaeniini | | | | | | |
| <i>Uranotaenia (Ura.) geometrica</i> Theobald, 1901 | | | | | | X |
| <i>Ur. (Ura.) lowii</i> Theobald, 1901 | X | X | | | X | X |
| <i>Ur. (Ura.) pulcherrima</i> Lynch Arribalzaga, 1891 | | | | | | X |
| <i>Ur. apicalis</i> Theobald, 1903 | X | | | | | |

Na análise de particionamento da β diversidade foi encontrada uma dissimilaridade total alta para a composição de espécies entre as áreas inventariadas (β_{JAC} 0,88). O processo ecológico que melhor explicou a dissimilaridade de espécies entre as comunidades de mosquitos na escala regional foi substituição espacial de espécies (β_{JTU} 0,79) em comparação ao aninhamento ou perda de espécies (β_{JNE} 0,09) (Figura 2).

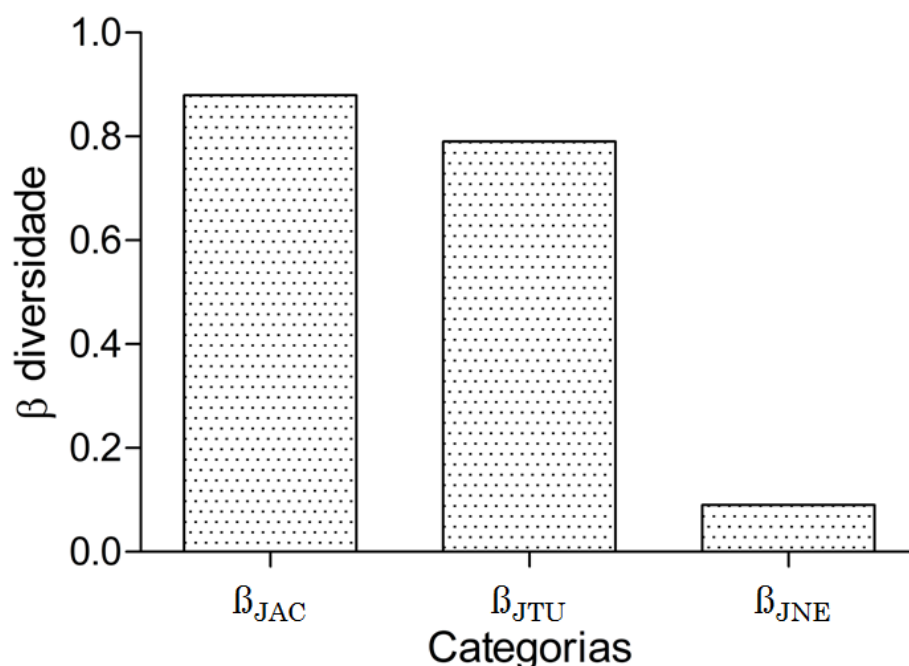


Figura 2: Beta diversidade (β_{JAC}) entre as áreas MNGA- Monumento Natural Grota do Angico em Sergipe; EERC- Estação Ecológica Raso da Catarina na Bahia; FNA- Floresta Natural do Açú, EES- Estação Ecológica do Seridó e SA- Sítio Areias no Rio Grande do Norte e NMG- Norte de Minas Gerais e partição da diversidade nos mecanismos ecológicos de Substituição (β_{JTU}) e Aninhamento (β_{JNE}).

A análise de Cluster mostrou a proximidade na composição de espécies entre as áreas FNA e EES; EERC e MNGA, evidenciando uma relação no padrão de agrupamento com a proximidade espacial entre as áreas. Contudo, o Norte de Minas Gerais e as áreas levantadas no RN mantiveram uma maior similaridade no agrupamento, mesmo com uma maior distância espacial entre elas em comparação a EERC e MNGA. Não obedecendo ao padrão espacial (Figura 3).

As espécies que se mostraram mais abrangentes em sua distribuição, sendo localizadas em pelo menos três das seis áreas, foram: *An. (Nys.) albitarsis*, *An. (Nys.) argyritarsis*, *An. (Nys.) triannulatus triannulatus*, *Aedeomyia (Ady.) squamipennis*, *Ae.*

(*Och.*) *scapularis*, *Ae.* (*Och.*) *taeniorhynchus*, *Ae.* (*Stg.*) *aegypti*, *Hg.* (*Hag.*) *spgazzinii*, *Ps.* (*Jan.*) *ferox*, *Cq.* (*Rhy.*) *nigricans*, *Cq.* (*Rhy.*) *venezuelensis*, *Mansonia* (*Man.*) *humeralis*, *Ma.* (*Man.*) *indubitans*, *Ma.* (*Man.*) *titillans*, *Ma.* *wilsoni* e *Ur.* (*Ura.*) *lowii*.

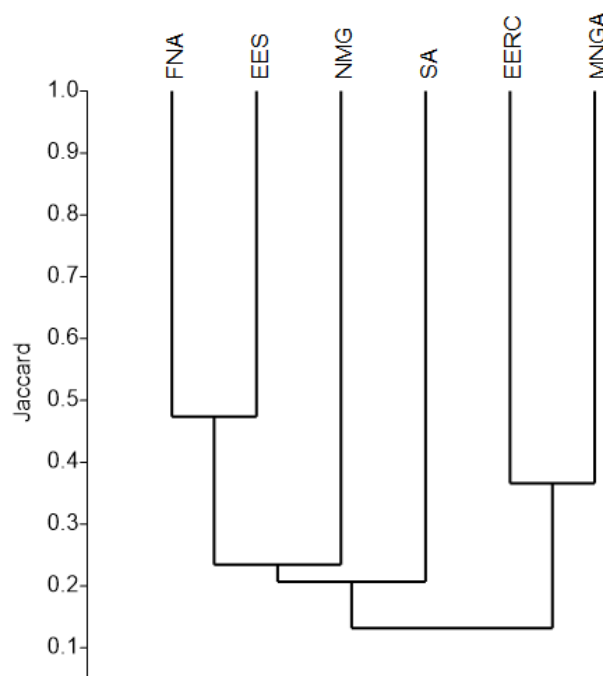


Figura 3: Dendrograma de agrupamento da similaridade para as seis áreas onde ocorreram levantamentos de mosquitos na Caatinga entre os anos de 2008 e 2014.

Discussão

As informações reunidas nesse estudo trazem um retrato recente sobre a diversidade de mosquitos da Caatinga e sobre a distribuição espacial das espécies nesse bioma. Pode-se afirmar a ocorrência de pelo menos 81 espécies de mosquitos difundidas nas manchas de florestas decíduais secas no Brasil, superando o número de espécies registradas os biomas Pampas e Pantanal e se aproximando em número da riqueza de espécies de biomas como a Mata Atlântica, que é de 90 espécies (Guedes, 2012). Portanto esse número é significativo pelos poucos levantamentos realizados e restrições ambientais impostas para os mosquitos pelo bioma como a escassez de água.

A riqueza de espécies reunida nesse estudo, todavia, ainda deve ser considerada subestimada. Outras espécies, não inseridas na Tabela 2, já tiveram registros anteriores

para a Caatinga (Guedes, 2012; Inácio et al, 2017), como: *Aedes fluviatilis*, *Toxorhynchites theobaldi*, *Anopheles (Ano.) fluminensis*, *Anopheles (Ano.) mediopunctatus s.l.*, *Anopheles (Nys.) aquasalis*, *Anopheles (Nys.) oswaldoi*, *Anopheles (Nys.) strodei*, *Anopheles (Nys.) nuneztovari*, *Culex (Cux.) pipiens s.l.*, *Culex (Mel.) taeniopus* e *Culex (Cux.) quinquefasciatus*. Ampliando assim essa variedade de espécies e contrariando estimativas feitas anteriormente para a diversidade de mosquitos na Caatinga (Guedes, 2012).

Uma limitação importante deste trabalho que também implica em subestimação da riqueza é que os inventários feitos para mosquitos na Caatinga até o momento abrangeram uma ínfima parte da área total do bioma. Além disso, a maioria dos estudos aqui reunidos não explorou criadouros para a fase larval, que é a melhor oportunidade de coleta para espécies não sinantrópicas e não antropifílicas, dificilmente coletadas pelos métodos convencionais de coleta durante a fase adulta. Esses criadouros também revelam maior endemicidade de espécies, como o que fora demonstrado pela gama de novas espécies indicadas por Marteis et al. (2017 a e b). Essa riqueza contribui para contestar o pensamento que prevaleceu por muito tempo, de que a Caatinga era ambiente homogêneo e pobre em biodiversidade (Leal et al., 2003).

O Brasil é um país reconhecidamente mega diverso por conter parcela significativa da biodiversidade global (Ganzen, 2010). Essa diversidade também se aplica aos integrantes da família Culicidae. Estima-se a ocorrência no Brasil de 13% das mais de 3600 espécies que foram descritas até o momento (WRBU, 2017). Da diversidade brasileira, menos de 10% delas oferecem algum risco em ciclos de transmissão de agentes etiológicos para humanos (Consoli e Oliveira, 1994; Guedes, 2012). Entretanto, das espécies que ocorreram nos levantamentos aqui reunidos, essa proporção foi maior, aproximando-se de 35%. Mostrando a dominância de espécies menos exigentes com a ausência de competição, algumas delas vetores. Isso também pode interferir no ciclo de transmissão de doenças, reforçando o papel do efeito de diluição com a degradação ambiental, algo já evidenciado também por outros trabalhos (Civitello et al., 2015; Forattini et al., 1993).

A diversidade de mosquitos da Caatinga também inclui espécies não hematófagas, como as pertencentes ao gênero *Toxorhynchites* (Harbach, 2017; Steffan e Evenhuis, 1981). No entanto, a maior parte dos estudos ecológicos sobre mosquitos

enfoca espécies de interesse médico em momentos e áreas de risco ou de transmissão de doenças (Lima-Camara, 2016). Dessa forma, os estudos acabam muitas vezes não colocando em evidência outros papéis que os mosquitos desempenham nos ecossistemas naturais, como polinizadores, filtradores, recurso alimentar para outras espécies durante seu complexo ciclo de vida ou mesmo agente controlador de outras espécies (Inouye, 2010; Peache Gries, 2016; Griffin, 2014).

Os inventários apontaram uma maior similaridade de espécies para o nível local em áreas mais próximas como EES, FNA e SA e entre MNGA e EERC, apresentando uma diversidade local ampla e variável. Observado em escala regional, não houve a mesma relação com o distanciamento entre os locais inventariados, já que áreas mais longínquas como as do Rio Grande do Norte e o Norte de Minas Gerais tiveram maior similaridade entre si que as áreas intermediárias como MNGA e EERC.

Por outro lado, essa característica pode ser decorrente dos métodos de coletas que foram diferenciados entre os levantamentos. Pois os que empregaram técnicas semelhantes de coleta seguem o mesmo padrão de similitude demonstrado no agrupamento de espécies. Como também, áreas que empregaram maior esforço amostral apresentaram uma maior diversidade local, a exemplo de NMG e MNGA. Nesse balanço de composição de espécies, como encontrado nesse estudo, uma diversidade alfa com baixa similaridade acaba por influenciar uma diversidade regional maior.

Diferentes fatores podem ter influenciado na formação das assembléias entre as áreas, induzindo a predominância do mecanismo ecológico de substituição espacial (*turnover*) apontado pela análise da partição beta diversidade. Um deles pode ser a ampla heterogeneidade ambiental reconhecida no domínio fitogeográfico da Caatinga, que permite diferentes conformações de nichos a serem ocupadas pelas espécies (Ab'Sáber, 1999; Giuliatti et al., 2004; Leal et al., 2005; Nekola e White, 1999). Essas variações edafoclimáticas causam até mesmo alteração no regime de chuvas, permitindo ou não a permanência de determinadas populações nos ecossistemas (Drumond et al., 2000; Guimaraes et al., 2001). Dessa maneira, isso explicaria a variação de espécies em grande número terem aparecido de forma exclusiva em determinadas áreas.

Diferentes trabalhos já apontaram o aporte de fatores climáticos regionais no aumento da abundância da fauna de Culicidae nos períodos chuvosos, inclusive para a Caatinga (Fernandes, 2011; Wang et al., 2015; Ferreira-de-Freitas et al., 2016; Inácio,

2016; Pliego et al., 2017). As chuvas anuais, dessa forma, devem ter um importante efeito dispersor de espécies, já que os mosquitos respondem rapidamente à transformação no ambiente. Isso expõe o papel da sazonalidade na ocorrência de flutuação das populações e em mudanças estruturais nas comunidades de culicídeos dependendo do período do ano.

A especificidade dos criadouros também pode ser apontada como um importante fator responsável pela estruturação das comunidades de mosquitos, já que a interação ecológica é apontada como decisiva no padrão de composição local das comunidades (Ricklefs, 2003), o que explicaria a semelhança entre áreas mais distantes como NMG e os levantamentos de RN. Isso fica mais evidente ao observar a ocorrência de espécies do gênero *Mansonia*, que foram em sua maioria compartilhadas entre o NMG e áreas do RN. Esse gênero possui uma interação ecológica intrínseca com plantas aquáticas em criadouros de solo durante sua fase larval e pupal (Chandra et al., 2006).

Em um estudo realizado por Leal et al. (2016) com insetos herbívoros em florestas tropicais sazonalmente secas do Brasil reforça esse resultado. Foi encontrada uma resposta positiva da diversidade de insetos com a estrutura da vegetação. A diversidade respondeu positivamente à riqueza de árvores. Os mosquitos também possuem relação com a vegetação, já que os machos não são hematófagos e se alimentam de recursos disponibilizados pela flora e as fêmeas hematófagas de algumas espécies utilizam reservatórios da vegetação como seus criadouros (Medeiros-Sousa, et al., 2015).

As espécies que habitam esse ambiente hostil apresentam mecanismos evolutivos para conseguirem enfrentar a seca e manter suas populações viáveis até a estação chuvosa, como a necessidade de várias imersões dos ovos ou mecanismo de diapausa, já verificado para algumas espécies (Marcondes e Alencar, 2010; Robich e Denlinger, 2005, La Corte et al. 2018). Esse fator pode ser o responsável pelo mecanismo ecológico do aninhamento, que também foi verificado com menor intensidade, já que a coocorrência gera perda de espécies na diversidade gama e reflete a capacidade de tolerância dessas espécies em se manter em diferentes condições.

Dessa maneira, a presença de coleções hídricas e as estratégias de reprodução das espécies garantem a sua permanência no bioma, uma vez que o ambiente enfrenta

alto déficit hídrico na maior parte do ano e os culicídeos são fundamentalmente dependentes de água acumulada durante a sua reprodução (Guimarães et al., 2003).

Mudanças ambientais abruptas como alagamento e desmatamento contribuem para a alteração da abundância de populações das espécies de mosquitos (Junk e Mello, 1990). Esse fator também deve ser apontado como um dos responsáveis pela alta dissimilaridade na composição de espécies. Tubaki et al. (2004) conseguiram demonstrar esse fenômeno no cerrado por meio de análises utilizando índices ecológicos sobre os impactos nas populações de mosquitos antes e depois de um barramento.

Estudos biogeográficos são raros para culicídeos. Na maior parte dos trabalhos as coletas não são planejadas para essa finalidade, não esclarecendo a homogeneidade de populações e as áreas de distribuição das espécies (Forattini, 2002). Sendo interessante, inclusive, para o acompanhamento da ocorrência das espécies de interesse sanitário e na criação de modelos de predições (Ribeiro, et al. 2015). Na Caatinga este foi o pioneiro.

As espécies de maior distribuição são apontadas como vetores responsáveis pela transmissão de doenças como Chikungunya, Dengue, Encefalites, Malária, Filariose, Febre Amarela, Vírus do Nilo Ocidental, Zika e outras arbovíroses. Espécies como, *Coquillettidia venezuelensis*, *Culex nigripalpus*, *Mansonia pseudotitillans*, detectadas nesses levantamentos, ainda não haviam sido registradas na Caatinga (Guedes, 2012).

Foi detectada a ocorrência de onze espécies de *Anopheles* dentro da Caatinga brasileira. Dessas espécies, aproximadamente sete delas são potencialmente vetores na transmissão de malária para a América do Sul e estão bem distribuídas pelo bioma (SUCEN/SP, 2018). A mais disseminada delas foi o *An. (Nys.) albitarsis*, a única que ocorreu em todas as áreas. Essa ampla dispersão ambiental talvez seja devido a sua biologia, já que é uma espécie eclética a exigências ambientais e escolha de criadouros (Consoli e Oliveira, 1994). Todavia, *An. (Nys.) albitarsis* l.s. compõe um complexo de seis espécies muito próximas morfológicamente. Do complexo, três foram registradas na Caatinga, *An. (Nys.) deaneorum*, *An. (Nys.) marajoara* e *An. (Nys.) oryzalimnetes*, ainda não se conhecendo precisamente o papel de todas elas na transmissão da malária (Motoki et al, 2009). Esse trabalho contribuiu para ampliar a distribuição das espécies

desse complexo e constatar sua ampla tolerância ambiental à falta de água. O semiárido brasileiro já vivenciou um grave surto malárico durante a década de trinta no século passado. O vetor foi uma espécie invasora do complexo *Anopheles gambiae* advinda da África (Pinto, 1939). Recentemente investigada pelas técnicas de microbiologia modernas e sendo e lucidata como *Anopheles arabiensis* (Parmakelis et al., 2008).

A Caatinga, bioma brasileiro de clima semiárido, consegue manter uma gama considerável de culicídeos, aproximando-se de 100 espécies, mesmo com os poucos trabalhos de levantamentos realizados. São fatores determinantes na conformação das suas comunidades a ampla heterogeneidade ambiental, a relação intrínseca das espécies com os seus criadouros e a degradação ambiental causada por diferentes interferências antrópicas.

Esse resultado manifesta a necessidade em conhecer mais profundamente a diversidade brasileira para além das espécies de interesse epidemiológico, incluindo as espécies que ainda não são, sequer, de conhecimento da ciência. Espera-se que tais informações aqui expostas possam colaborar também em planos de contingência para doenças tropicais emergentes e reemergentes nos domínios da Caatinga. Uma vez que a Região Nordeste é amplamente povoada e calcada por inúmeras iniciativas de projetos de irrigação, transposição e barramentos, o que pode reverberar em consequências epidemiológicas graves num futuro próximo.

Referências Bibliográficas

- Ab'Sáber, A. N., 1999. Sertões e sertanejos: uma geografia humana sofrida. *Estudos Avançados*, 13 (36), p.07-59.
- Baselga, A., Orme, C., David L., 2012. Betapart: an R package for the study of beta diversity. *Methods in Ecology and Evolution*, v. 3, n. 5, p. 808-812.
- Chandra, G., Ghosh, A., Biswas, D., Chatterjee, S. N., 2006. Host plant preference of *Mansonia* mosquitoes. *Journal of Aquatic Plant Management*, 44, 142-144.
- Civitello, D. J., Cohen, J., Fatima, H., Halstead, N. T., Liriano, J., Mc Mahon, T. A., Rohr, J. R., 2015. Biodiversity inhibits parasites: broad evidence for the dilution effect. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 112(28), 8667-8671.
- Consoli, R. A., Oliveira, R. L. D., 1994. Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil. Editora Fiocruz.
- Drumond, M. A., Kiill, L. H. P., Lima, P. C. F., de Oliveira, M. C., de Oliveira, V. R., de Albuquerque, S. G., Cavalcanti, J., 2000. Estratégias para o uso sustentável da biodiversidade da caatinga. Embrapa Semiárido-Capítulo em livro científico (ALICE).
- Fernandes, G. O., 2011. Culicídeos vetores em uma unidade de conservação da Caatinga na região do Seridó no Rio Grande do Norte – Aspectos da transmissão de doenças. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal do Rio Grande do Norte.
- Ferreira-de-Freitas, V., Franca, R. M., Bartholomay, L. C., Marcondes, C. B., 2016. Contribution to the Biodiversity Assessment of Mosquitoes (Diptera: Culicidae) in the Atlantic Forest in Santa Catarina, Brazil. *Journal of Medical Entomology*, 1, 9.
- Forattini, O. P., Kakitani, I., Massad, E., Marucci, D., 1993. Studies on mosquitoes (Diptera: Culicidae) and anthropic environment: 4-Survey of resting adults and synanthropic behaviour in South-Eastern, Brazil. *Revista de Saúde Pública*, 27(6), 398-411.
- Forattini, O.P., 2002. *Culicidologia médica: identificação, biologia, epidemiologia*. v. 2. Editora da Universidade de São Paulo, São Paulo, 860 p.
- Ganem, R. S., 2010. Conservação da biodiversidade: legislação e políticas públicas / Roseli Senna Ganem (org.) – Brasília : Câmara dos Deputados, Edições Câmara.
- Giulietti, A. M., Bocage Neta, A. L., Castro, A. A. J. F., Gamarra-Rojas, C. F. L., Sampaio, E. V. S. B., Virgínio, J. F., Harley, R. M., 2004. Diagnóstico da vegetação nativa do bioma Caatinga. *Biodiversidade da Caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação*, 48-90.

- Griffin, L. 2014. Laboratory evaluation of predation on mosquito larvae by Australian mangrove fish. *Journal of Vector Ecology*, 39(1), 197-203.
- Guedes, M.L.P., 2012. Culicidae (Diptera) no Brasil: Relações entre diversidade, distribuição e enfermidades. *Revista Oecologia Australis*. vol. 16(2):283-294437 p.(Série memória e análise de leis ; n. 2).
- Guimaraes, A. É., Gentile C; Catarina M.L., Sant'anna, A., Jovita, Alexandre .M., 2001. Ecologia de mosquitos em áreas do Parque Nacional da Serra da Bocaina: I - Frequência mensal e fatores climáticos. *Revista de Saúde Pública*. vol.35, n.4
- Guimarães, A.E., C.M. Lopes, R.P. Mello & J. Alencar., 2003. Ecologia de mosquitos (Diptera, Culicidae) em áreas do Parque Nacional do Iguaçu, Brasil: 1-Distribuição por habitat. *Cadernos de Saúde Pública*, 19: 1107-1116.
- Harbach, R. E., 2017. Mosquito. Available From: < [www. mosquito-taxonomic-inventory. info/](http://www.mosquito-taxonomic-inventory.info/)>(accessed, 2017).
- Hauff, S. N., 2010. Representatividade do sistema nacional de unidades de conservação na Caatinga. Brasília: Programa das Nações Unidas Para o Desenvolvimento.
- Hernández, M. I. M., 2007. Besouros escarabeíneos (Coleoptera: Scarabaeidae) da caatinga paraibana, Brasil. *Oecologia brasiliensis*, v. 11, n. 3, p. 356-364.
- IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. 2004. Mapa de Biomas do Brasil, primeira aproximação. Rio de Janeiro: IBGE. Available from:<<http://www.ibge.gov.br/home/presidencia/noticias/21052004biomashtml.shtm>> (accessed in 2015).
- Inácio, C.L.S., 2016. Mosquitos (Díptera, Culicidae) em área de Caatinga degradada na região do Seridó, Estado do Rio Grande do Norte, Brasil. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal do Rio Grande do Norte.
- Inácio, C.L.S., Silva, J.H.T., Freire, R.C.M., Gama, R.A., Marcondes, C.B., Ximenes, M.F.F.M., 2017. Checklist of Mosquito Species (Diptera: Culicidae) in the Rio Grande do Norte State, Brazil—Contribution of Entomological Surveillance. *Journal of medical entomology*, 54(3), 763-773.
- Inouye, D. W., 2010. Mosquitoes: more likely nectar thieves than pollinators. *Nature*, 467(7311), 27-27.
- Junk, W. J., Mello, J. A. S., 1990. Impactos ecológicos das represas hidrelétricas na bacia amazônica brasileira. *Estudos avançados*, 4(8), 126-143.
- La Corte, R., Maia, P. C. R., Dolabella, S. S., Cruz, D. E. R. and Marteis, L. S., 2018. Mosquitoes of the Caatinga: 3. Larval habitats and the frequency and dynamics of

immature and adult stages in a dry Brazilian forest. *Journal of Medical Entomology* (Submitted).

Leal I. R., Tabareli, M., Silva, J. M. C., 2003. *Ecologia e conservação da caatinga*. Recife:Editora da UFPE. 806p.

Leal, C. R. O., Silva, J. O., Sousa-Souto, L., Siqueira Neves, F., 2016. Vegetation structure determines insect herbivore diversity in seasonally dry tropical forests. *Journal of insect conservation*, 20(6), 979-988.

Leal, I. R., Silva, J. D., Tabarelli, M., Lacher Jr, T. E., 2005. Mudando o curso da conservação da biodiversidade na Caatinga do Nordeste do Brasil. *Megadiversidade*, 1(1), 139-146.

Lima-Camara, T., 2016. Arboviroses emergentes e novos desafios para a saúde pública no Brasil. *Revista de Saúde Pública*, 50.

Marcondes, C. B.; Alencar, J., 2010. Revisión de los mosquitos del género *Haemagogus* Williston (Diptera: Culicidae) de Brasil. *Revista Biomedica*, v. 21, n. 3, p. 221-238,.

Marengo, J. A., Alves, L. M., Beserra, E. A., Lacerda, F. F., 2011. Variabilidade e mudanças climáticas no semiárido brasileiro. *Recursos hídricos em regiões áridas e semiáridas*, 384-422.

Marteis, L. S., Natal, D., Sallum, M. A. M., Medeiros-Sousa, A. R., La Corte, R., 2017. Mosquitoes of the Caatinga: 2. Species from periodic sampling of bromeliads and tree holes in a dry Brazilian forest. *Acta Tropica*, 171, 114-123.

Marteis, L. S., Natal, D., Sallum, M. A. M., Medeiros-Sousa, A. R., Oliveira, T. M. P., La Corte, R., 2017. Mosquitoes of the Caatinga: 1. Adults stage survey and the emerge of seven news species endemic of a dry tropical forest in Brazil. *Acta Tropica*, 166, 193-201.

Medeiros-Sousa, A. R., Ceretti-Júnior, W., de Carvalho, G. C., Nardi, M. S., Araujo, A. B., Vendrami, D. P., Marrelli, M. T., 2015. Diversity and abundance of mosquitoes (Diptera: Culicidae) in an urban park: Larval habitats and temporal variation. *Acta tropica*, 150, 200-209.

MMA, Ministério do Meio Ambiente. Governo Federal. Available From: <<http://www.mma.gov.br>> (assecced, 2017)

Motoki, M. T., Wilkerson, R. C., Sallum, M. A. M., 2009. The *Anopheles albitarsis* complex with the recognition of *Anopheles oryzalimnetes* Wilkerson and Motoki, n. sp. and *Anopheles janconnae* Wilkerson and Sallum, n. sp.(Diptera: Culicidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 104(6), 823-850.

- Nekola, J. C.; WHITE, P. S., 1999. The distance decay of similarity in biogeography and ecology. *Journal of Biogeography*, v. 26, n. 4, p. 867-878.
- Parmakelis, A., Russello, M. A., Caccone, A., Marcondes, C. B., Costa, J., Forattini, O. Sallum, M. A. M., Wilkerson, R. C., P. Powell, J. R., 2008. Historical analysis of a near disaster: *Anopheles gambiae* in Brazil. *The American journal of tropical medicine and hygiene*, 78(1), 176-178.
- Peach, D. A., Gries, G., 2016. Nectar thieves or invited pollinators? A case study of tansy flowers and common house mosquitoes. *Arthropod-Plant Interactions*, 10(6), 497-506.
- Pinto, C., 1939. Disseminação da malária pela aviação: Biologia do *Anopheles gambiae* e outros anofelíneos do Brasil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 34(3), 293-430.
- Pliego, E. P., Velázquez-Castro, J., & Collar, A. F., 2017. Seasonality on the life cycle of *Aedes aegypti* mosquito and its statistical relation with dengue outbreaks. *Applied Mathematical Modelling*.
- Qian, H.; Ricklefs, R. E.; White, P. S., 2005. Beta diversity of angiosperms in temperate floras of eastern Asia and eastern North America. *Ecology Letters*, v. 8, n. 1, p. 15-22.
- R Development core team. R: a Language and Environment for Statistical Computing. Vienna: R Foundation for Statistical Computing, 2015.
- Reinert, J. F., 2001. Revised list of abbreviations for genera and subgenera of Culicidae (Diptera) and notes on generic and subgeneric changes. *Journal of the American Mosquito Control Association-Mosquito News*, v. 17, n. 1, p. 51-55.
- Ribeiro, E. M., ArroyoRodríguez, V., Santos, B. A., Tabarelli, M., Leal, I. R., 2015. Chronic anthropogenic disturbance drives the biological impoverishment of the Brazilian Caatinga vegetation. *Journal of applied Ecology*, 52(3), 611-620.
- Ricklefs, R.E. *A economia da Natureza*. 2010. 6 ed, Rio de Janeiro: Guanabara Koogan.
- Robich, R. M., Denlinger, D. L., 2005. Diapause in the mosquito *Culex pipiens* evokes a metabolic switch from blood feeding to sugar gluttony. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 102(44), 15912-15917.
- Santos, C. F., Silva, A. C., Rodrigues, R. A., JESUS, J. S. R. D., Borges, M. A. Z., 2015. Inventory of mosquitoes (Diptera: Culicidae) in conservation units in Brazilian tropical dry forests. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 57(3), 227-232.

Santos, J. C., Leal, I. R., Almeida-Cortez, J. S., Fernandes, G. W., Tabarelli, M., 2011. Caatinga: the scientific negligence experienced by a dry tropical forest. *Tropical Conservation Science*, 4(3), 276-286.

Silva, J. M. C., 2004. Biodiversidade da caatinga: áreas e ações prioritárias para conservação. Ministério do Meio Ambiente.

Steffan, W. A., Evenhuis, N. L., 1981. Biology of *Toxorhynchites*. *Annual review of entomology*, 26(1), 159-181.

SUCEN, Superintendência de Controle de Endemias. Governo de São Paulo. Available from: <<http://www.saude.sp.gov.br/>> (accessed, 2017).

Tubaki, R. M., Menezes, R. M. T. D., Cardoso Junior, R. P., Bergo, E. S., 2004. Studies on entomological monitoring: mosquito species frequency in riverine habitats of the Igarapava Dam, Southern Region, Brazil. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 46(4), 223-229.

Wang, Y., Zhong, D., Cui, L., Lee, M. C., Yang, Z., Yan, G., Zhou, G., 2015. Population dynamics and community structure of *Anopheles* mosquitoes along the China-Myanmar border. *Parasites & vectors*, 8(1), 445.

Wardhaugh, Carl W., 2014. The spatial and temporal distributions of arthropods in forest canopies: uniting disparate patterns with hypotheses for specialisation. *Biological Reviews*, v. 89, n. 4, p. 1021-1041.

Whittaker, R.H., 1972. Evolution and measurement of species diversity. *Taxon*, 21, 213-251. Wiens, J.A., 1989. Spatial scaling in ecology. *Funct. Ecol.*, 3: 385–397.

Wilkerson, R.C., Y. M. Linton, D.M. Fonseca, T.R. Schultz, D.C. Price, and D.A. Strickman. 2015. Making mosquito taxonomy useful: A stable classification of tribe Aedini that balances utility with current knowledge evolutionary relationships. *Plos ONE* 10(7): e0133602.

WRBU, Walter Reed Biosystematics Unit Systematic Catalog of Culicidae. 2017. Washington, USA: WRBU. Available from: <<http://www.mosquitocatalog.org>> (accessed in September 2017).

Capítulo II

***Toxorhynchites* (Lyn.) (Diptera: Culicidae),
descrição de uma espécie da região Semiárida do
Brasil**

***Toxorhynchites* (Lyn.) (Diptera: Culicidae), descrição de uma espécie da região Semiárida do Brasil**

David Campos Andrade¹, Roseli La Corte^{1,2}

¹Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação, Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão, 49100-000, Sergipe, Brasil.

²Departamento de Morfologia, Universidade Federal de Sergipe, Avenida Marechal Rondon, S/N, 49100-000, São Cristóvão, SE, Brasil

e-mail: david.c7@hotmail.com

Resumo

Incorpora-se uma nova espécie ao gênero *Toxorhynchites* Theobald 1901, subgênero *Lynchiella* Lahille 1904. Ela foi encontrada em inventário exploratório prolongado para a família Culicidae no bioma Caatinga. Esse bioma ocorre exclusivamente no Brasil sendo caracterizado pelo clima semiárido. Por essa particularidade possui um potencial endemismo de espécies adaptadas a condições restritivas impostas pela seca. A espécie *Toxorhynchites* (*Lynchiella*) nova *sp.* é uma espécie fitotelmica que tem como reservatório bromélias e pertence ao complexo de espécies doravante nomeado Violaceus, sendo mais próxima morfologicamente da espécie *Tx. mariae*. Entre as características distintivas da espécie, a principal delas é a presença de três tufos laterais nos urômeros finais, sendo um deles claro e os demais escuros. O subgênero dessa forma passa a possuir 17 espécies catalogadas.

Palavras chave: Mosquitos, Caatinga, *Lynchiella*, Biodiversidade

Introdução

A clade de mosquitos da tribo Toxorhynchitini reserva características peculiares tanto em hábitos alimentares quanto em sua morfologia. Atualmente está organizada apenas no gênero *Toxorhynchites* Theobald 1901, que se encontra subdividido em outros quatro subgêneros, *Afrorhynchus*, *Ankylorhynchus*, *Lynchiella* e *Toxorhynchites*, somando 90 espécies catalogadas com o acréscimo da espécie descrita neste artigo (Harbach, 2017).

Os toxorhynchitines têm ampla distribuição geográfica, porém seus subgêneros ocorrem em diferentes regiões do globo. O subgênero *Afrorhynchus* Ribeiro 1991 (19 sp.) é encontrado na região afrotropical; *Toxorhynchites* Theobald 1901 (50 sp.), é mais disseminado do globo, estando em diferentes regiões da África, Austrália e do Oriente, com extensões para o Paleártico; *Lynchiella* Lahille 1904 (17 sp.) e *Ankylorhynchus* Lutz 1904 (04 sp.) são encontradas nas Américas, com ocorrência de ambos subgêneros no Brasil (Lutz e Neiva, 1914; Lima, 1931; WRBU, 2017).

Essas espécies costumam habitar preferencialmente florestas e são encontradas em criadouros como axilas de plantas, bromélias, bambu, ocos de árvores e furos em rochas (Bonnet et al., 1951; Corbet e Griffiths, 1963; Lounibos, 1979; Silva e Lozovei, 1999). São conhecidas como “mosquito elefante” pelo grande porte e proboscídea longa e fortemente curvada para baixo, com labium fortemente quitinizado (Steffan e Evenhuis, 1981).

Outras características marcantes dos *Toxorhynchites* são a coloração diversificada em tonalidades metálicas e o seu hábito predador de outras larvas na fase aquática, sendo levado posteriormente a uma dieta na fase adulta baseada exclusivamente em carboidratos, já sendo observado o comportamento como visitante floral (Knab, 1911; Godoy et al., 2015). Dessa maneira, constitui um raro grupo de mosquitos não-hematófagos (Lima et al., 1962). E por esse atributo podem ser considerados agentes de controle biológico para outros gêneros de mosquitos (Newkirk, 1947; Aditya et al., 2006; Collins e Blackwell, 2000). No âmbito da entomologia médica, já foi estudado para o controle biológico de espécies vetores, incluindo o *Aedes aegypti*, espécie que se mostra como um implacável vetor mundial (Muspratt, 1951; Lopes, 1999; Albenyet al., 2011).

Pelas características díspares que foram comentadas, no passado os *Toxorhynchites* foram classificados como uma terceira subfamília, a princípio chamada Megarhininae com o gênero *Megarhinus* (Edwards, 1932). Passando posteriormente a se chamar Toxorhynchitinae (Marchon-Silva et al., 1996). Sendo reduzida ao nível de tribo apenas com o advento das análises filogenéticas, que os consideraram como se tratando ainda de um grupo monofilético da família Culicidae (Harbache Kitching, 1998).

Sendo assim, este estudo apresenta uma descrição detalhada de uma nova espécie do subgênero *Lynchiella*, que é um grupo de ocorrência neotropical de palpos maxilares trucados nas fêmeas com comprimento variando entre 0,65-0,75 do tamanho da probóscide (Harbach, 2017), característica que os diferencia dos *Ankylorhynchus*, também neotropical, mas que apresenta palpos quase do tamanho da probocide com final agudo.

Este estudo, dessa maneira, amplia o conhecimento sobre o gênero *Lynchiella* e sobre a diversidade de espécies do Brasil em um bioma ainda pouco investigado e com considerável endemismo de espécies de mosquitos já constatado com os poucos levantamentos aprofundados realizados na Caatinga (Leal, 2003; Marteis et al., 2017a, b).

Materiais e Métodos

Área de estudo

As coletas periódicas ocorreram entre os anos de 2013 e 2014 na Unidade de Conservação (UC) do bioma Caatinga Estação Ecológica Raso da Catarina (ESEC), que fica localizada no Estado da Bahia no nordeste do Brasil (38 ° 44'00 "W a 39 ° 29'20" W e 9 ° 33'13 "S a 9 ° 54'30" S) durante a execução do projeto Mosquitos da Caatinga (SISBIOTA CNPq/FAPITEC, Edital 47/2010 processo 563383/2010-0). Esse projeto foi responsável por levantamentos de culicídeos nos Estados de Sergipe, Norte da Bahia e Rio Grande do Norte. A reserva natural (ESEC) está inserida na faixa de clima considerado Tropical Semiárido –BSh (Nimer, 1972), possui precipitação média anual em torno de 550 mm ao ano, com chuvas concentradas entre os meses de março a julho

e temperatura média de 26°C (Organização Climate-data, 2017). A descrição mais detalhada da UC pode ser encontrada em Paes e Dias (2008).

Criação Associada

As larvas coletadas em campo foram mantidas individualmente e alimentadas com larvas de *Aedes aegypti* até a emergência dos adultos no Laboratório de Entomologia e Parasitologia Tropical (LEPaT) da Universidade Federal de Sergipe. Preservaram-se as exúvias quitinosas das fases L4 e pupal, as quais foram montadas em lâmina e lamínula associada ao respectivo mosquito adulto.

Identificação morfológica

Utilizou-se a chave taxonômica de Lane, 1953 e outros materiais bibliográficos desse grupo para auxiliar na descrição da espécie e realização da quetotaxia (Bourroul, 1904, Belkin, 1977; Dyar, 1928; Harbach, 2017; Lutz e Neiva, 1913, 1914; Lima 1931; Lima et al., 1962; Krishnamoorthy et al., 2013). Adotou-se a terminologia morfológica de Forattini (1996) para a descrição da espécie. Também foi consultado o acervo da Coleção Entomológica da Fundação Oswaldo Cruz (IOC) na Cidade do Rio de Janeiro. Lá foram encontrados espécimes adultos depositados por Costa Lima, que segundo um trabalho de 1962, foi “em grande parte guardado por Adolpho Lutz no Instituto Oswaldo Cruz” e de coletas de ação do SFA- Serviço de Febre Amarela no país (Lima et al., 1962). Esses dois entomólogos citados trouxeram importantes contribuições na organização do subgênero *Lynchiella*, inclusive com a descrição de novas espécies (Costa Lima, 1931, Lutz e Neiva, 1913).

Amplificação de DNA, sequenciamento e análise de dados

Os espécimes, após emergirem, foram eutanasiados a uma temperatura de -5 °C e mantidos congeladas no acervo da coleção entomológica do LEPaT. A extração de DNA se deu utilizando partes do corpo de três espécimes de *Toxorhynchites* com o intuito de preservação dos exemplares para futuras consultas, sendo dois machos e uma fêmea.

Nas amostras foram conduzidas reações de PCRs em dois fragmentos de DNA, o fragmento do gene mitocondrial CO1 (citocromoc oxidase subunidade 1) e no

espaçador ribossomal nuclear multicopiado ITS2 (segundo espaçador intergênico do DNA ribossômico) utilizando o kit Phire Tissue Direct PCR Master Mix (Thermo Scientific TM). Ambas sequências contêm diagnóstico de polimorfismos de nucleotídeo único (SNPs). No ITS2 ainda há inserções/deleções específicas de espécies (indels) que contribuem para a precisão da identificação do taxa. Seguiu-se o mesmo procedimento que se encontra mais detalhado em Moraes et al. (2018). Os produtos de PCR foram verificados por eletroforese em gel de agarose a 1,5%. As sequências foram depositadas no banco de dados genéticos do GenBank.

Também foi elaborado um cladograma usando o programa Mega7 (Molecular Evolutionary Genetics Analysis Version 7.0) para demonstrar visualmente a estrutura filogenética da espécie em questão com relação a outras de *Toxorhynchites* de diferentes localizações geográficas disponíveis no GenBank, incluindo espécies dos gêneros *Aedes* e *Sabethes*, a fim de constatar a distância dos mesmos com relação às espécies-alvo.

Resultados

Sistemática. O terceiro tufo lateral escuro no oitavo segmento, o padrão do brilho e a localização geográfica da espécie são elementos cruciais na confirmação da hipótese de *Tx. n. sp.* se tratar de uma espécie ainda sem reconhecimento.

Bionomia. Os espécimes foram coletados em bromélias epífitas da espécie *Aechmea aquilega* por meio de sucção. A espécie *Tx. n. sp.* foi encontrada em um trecho da ESEC conhecida como Pororoca, que é uma faixa de aproximadamente 29 ha de floresta mais densa e mais úmida, em comparação ao seu entorno, com a presença de um sub-bosque denso e árvores de até 15 metros altura com plantas epífitas e lianas (Mateis et al., 2017 a b).

Material Tipo. Na realização da quetotaxia foram utilizadas quatro lâminas da criação associada contendo as exúvias da larva na fase L4 e pupa de três machos e uma fêmea. Elas estão codificadas com os códigos: L1862, L1863, L1874 e L1800 que estão depositadas na coleção entomológica do LEPaT. Sendo a L1863 eleita como holótipo pelo seu melhor estado de conservação e as demais ficam sendo consideradas isótipos.

Caracterização molecular (Figura 1). Não houve homologia com nenhuma espécie constante no Genbank. A espécie *Tx. n. sp.* (BROT_{Toxorhynchites}spBrazil) se aproximou de outras espécies do subgênero *Lynchiella* da América do Sul no clado

contituído por outras espécies de *Toxorhynchites* disponíveis no GenBank, pertencentes a diferentes regiões do planeta. A espécie em questão foi depositada no GenBank com os números de acesso MF537258 para o CO1 e MF537256 para o ITS2.

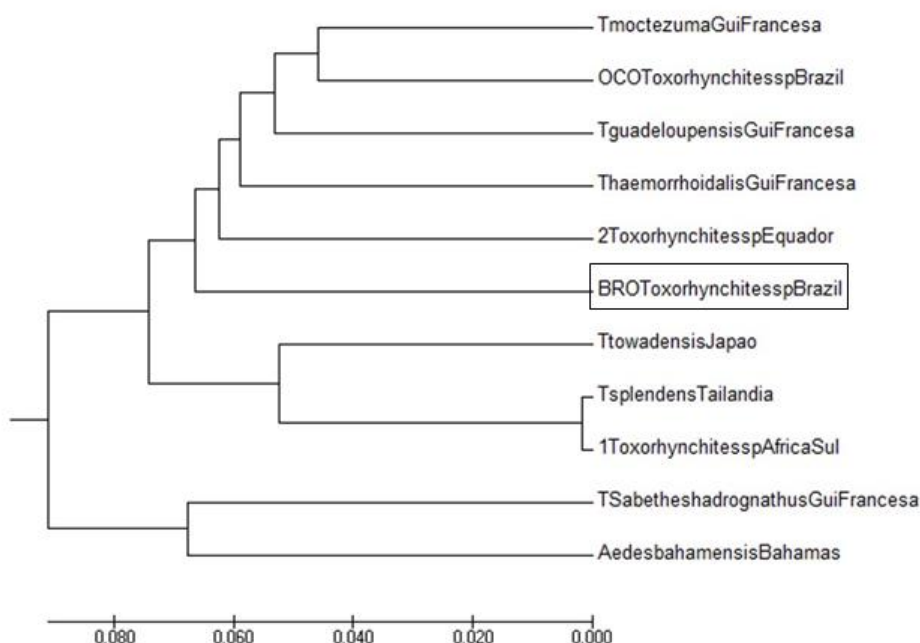


Figura 1: Cladograma das espécies depositadas no Genbank mostrando a relação de *Toxorhynchites* (*Lynchiella*) n. sp. (BROToxorhynchitesspBrazil) com outras espécies de *Toxorhynchites* de outras localizações geográficas e espécies não alvos dos gêneros *Aedes* e *Sabethes*.

Descrição

Larva (Figura 2). Cabeça 1,70 mm, Sifão 1,28 mm, Sela 0,85 mm

Cabeça: com antenas longas e finas, marcação escura mediana frontal que se divide na parte basal e bifurca em direção da escova palatal, com menor intensidade. Na parte basomediana se observa uma mancha clara de forma arredondada. Thorax com laterais claras, com forte pigmentação castanha escura mediana. Protorax com mancha iridescente central circundada por outra escura. Mesotorax com várias marcações iridescentes no centro e uma principal com formato aproximadamente sigmóide que parte do centro até a lateral. Metatorax escuro com duas linhas iridescentes em forma de colchete e pontos dessa mesma cor laterais. Abdomen: de coloração castanha com pigmentação marrom e manchas iridescentes que se distribuem da seguinte forma: No primeiro e segundo segmento com duas linhas medianas iridescentes que percorrem todos os seguimentos que podem estar incompletas; terceiro com essa coloração

ocupando quase todo o segmento. Comprimento do sifão um pouco menor que quatro vezes o tamanho da base. Presença de sela incompleta e conjunto de espinhos apicais formando conjuntos.



Figura 2: Imagem em microscopia ótica da larva da espécie *Toxorhynchites n. sp.* na fase larval (Fotos de Letícia Marteis).

Pupa (Figura 3). Abdômen 5,21 mm, trompa respiratória 0,70 mm, paleta natatória 1,56 mm. Cefalotórax: Tegumento castanho e espiculoso. Brilho iridescente disseminado pelo corpo, com maior destaque no terceiro segmento.



Figura 3: Imagem em microscopia ótica da espécie *Toxorhynchites n. sp.* na fase pupal (Fotos de Letícia Marteís).

Adulto fêmeo (Figura 4). Asa: 3,9 mm, Probóscide: 3,02 mm, Forefemur: 2,36 mm, Abdômen: 3,55 mm

Cabeça: Antenas com 14 segmentos, sendo o primeiro deles repleto de escamas escuras. Pedicelo (toro), clipeo e fronte escuro e manchado de branco. Probóscide longa atenuando gradualmente em direção ao ápice e depois muito curva, com escamas com brilho metálico, predominantemente dourado e reflexos azuis, verdes e violetas, exceto na base com ausência de escamas e a presença de cerdas na porção inferior e labelo com escamas e cerdas curtas. Palpo com quatro segmentos, com maior comprimento e espessura que o das antenas, preponderantemente cobertos por escamas douradas e com brilho violeta e azul metálico na porção superior. Palpomero I mais encorpado (globoso)

com brilho azul violáceo, o II e o III com comprimento aproximado e brilho na porção apical na cor azul violáceo e o IV totalmente azul violáceo, sendo o mais curto deles. Palpomeros com espinhos, sendo mais abundantes no III. Occipício coberto com escamas azuis metálicas com reflexos violeta, exceto abaixo, onde há um fragmento em dourado; presença de mais de 7-8 cerdas oculares na cor castanha clara. Presença de aproximadamente 14-16 escamas eretas curtas e castanhas no occipício, na parte pos-occipital.



Figura 4: Imagem em microscopia ótica da espécie *Toxorhynchites n. sp.* na fase adulta (Arquivo pessoal).

Torax (Figura 5): Mesonoto (escudo) com tegumento marrom, margeado por escamas azuis e uma faixa larga central formada por uma mescla de escamas douradas, azuis e verdes. Ângulo do escudo com escamas brancas. Antepronoto com escamas azuis e 7 a 8 cerdas fortes, escamas pro-esternais superiores brancas e com 5 cerdas, escutelo com escamas azuis e aproximadamente 26 cerdas marginais, mesoposnoto castanho e nú. Halteres com tegumento castanhos claros com escamas douradas e uma concentração de escamas escuras na parte anterior da asa; asa com escamas douradas e brilho violáceo; Mesocatepisterno e Mesanepímero cobertos com escamas brancas, Mesomero nú e mais

escurecido. Cerdas pré espiraculares presentes (5-6) sendo duas delas fortes. Pernas: Coxas com cerdas e escamas brancas; patas de coloração metálica azul dorsal e dourado ventral; presença de cerdas eriçadas na porção apical da tíbia posterior; tarsos sem marcação branca.



Figura 5: Imagem em microscopia ótica do torax da espécie *Toxorhynchites* n. sp. na fase adulta (Arquivo pessoal).

Abdômen: Tergitos cobertos por escamas violeta e azul metálico com uma pequena faixa apical cobreada que vai aumentando ligeiramente em espessura até o último tergito (Figura 6A); Manchas basolaterais de escamas douradas; presença de cerdas laterais que formam tufo evidentes nos segmentos VI, VII e VIII (Figura 6B), sendo claros no VI e escuros no VII e VIII. Esternitos densamente cobertos com escamas douradas (I e II), com área triangular mediana azul do esternito III ao VII e duas manchas azuis no VIII.



Figura 6: Imagem em microscopia ótica da do abdômen da espécie *Toxorhynchites n. sp.* na fase adulta. (A) Dorsal abdômen e (B) Ventral abdômen (Fotos de Letícia Marteís).

Quetotaxia. A quetotaxia da larva se localiza na figura 7 e tabela 1. Já a quetotaxia da pupa se encontra na tabela 2 e nas figuras 8A e 8B.

Genitália (Figura 8C). Gonocoxito 0,52 mm, Gonostilo 0,51 mm, Garra do Gonostilo 0,15 mm.

Lobulo Basal do gonocoxito recoberto por cerdas, sendo uma linha interna com 4 ou 5 cerdas diferenciadas de ápice curvo, sendo as duas apicais mais evidentes, XI Tergito: com 6-8 cerdas em cada lóbulo. Gonocoxito recoberto por escamas e cerdas, com duas fileiras de cerdas mais espessas dorsais e internas que se estendem da porção mediana até o ápice. Gonostilo com cerdas vestigiais que se estendem da base até o ápice. Garra do Gonocoxitolisa e levemente curva terminando em ponta. Paraprocto com um dente e três cerdas. Edeago liso.

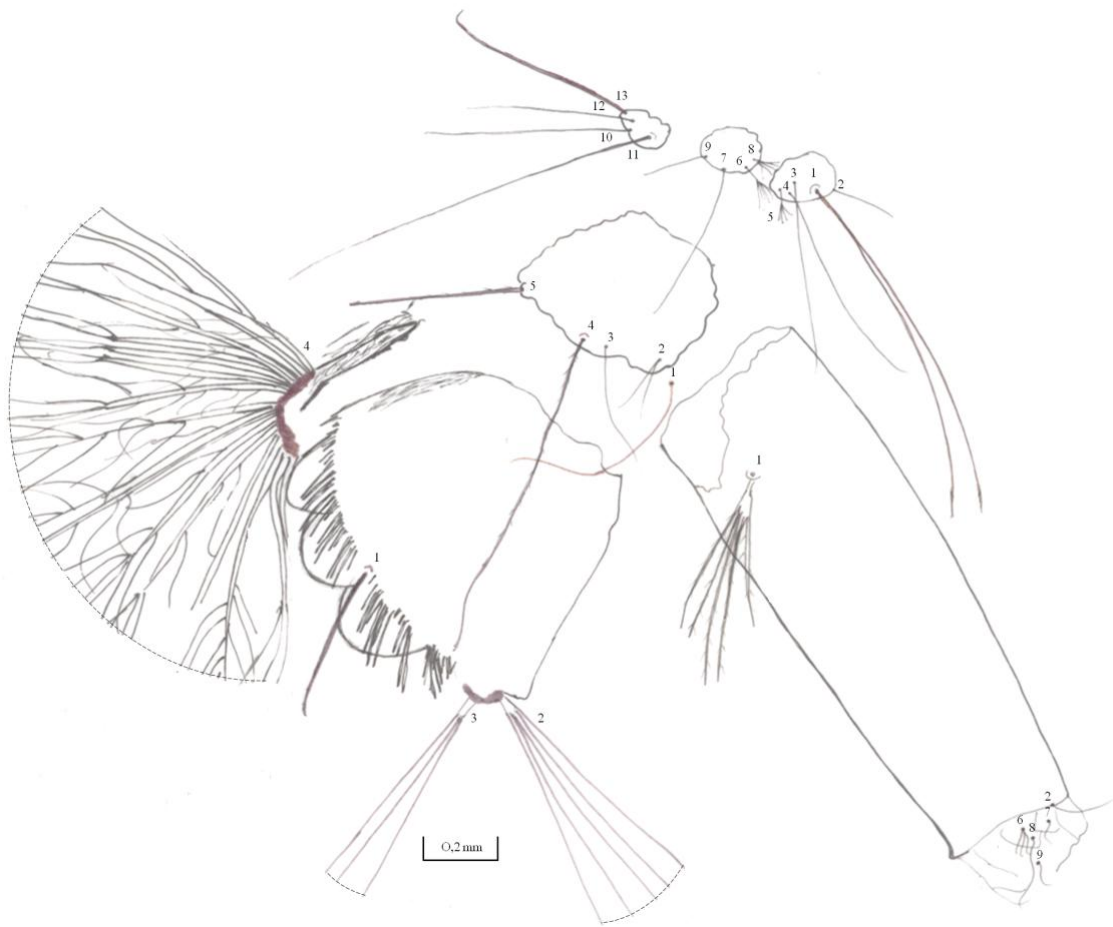


Figura 7: Desenho dos segmentos abdominais finais da larva de *Toxorhynchites* n. sp

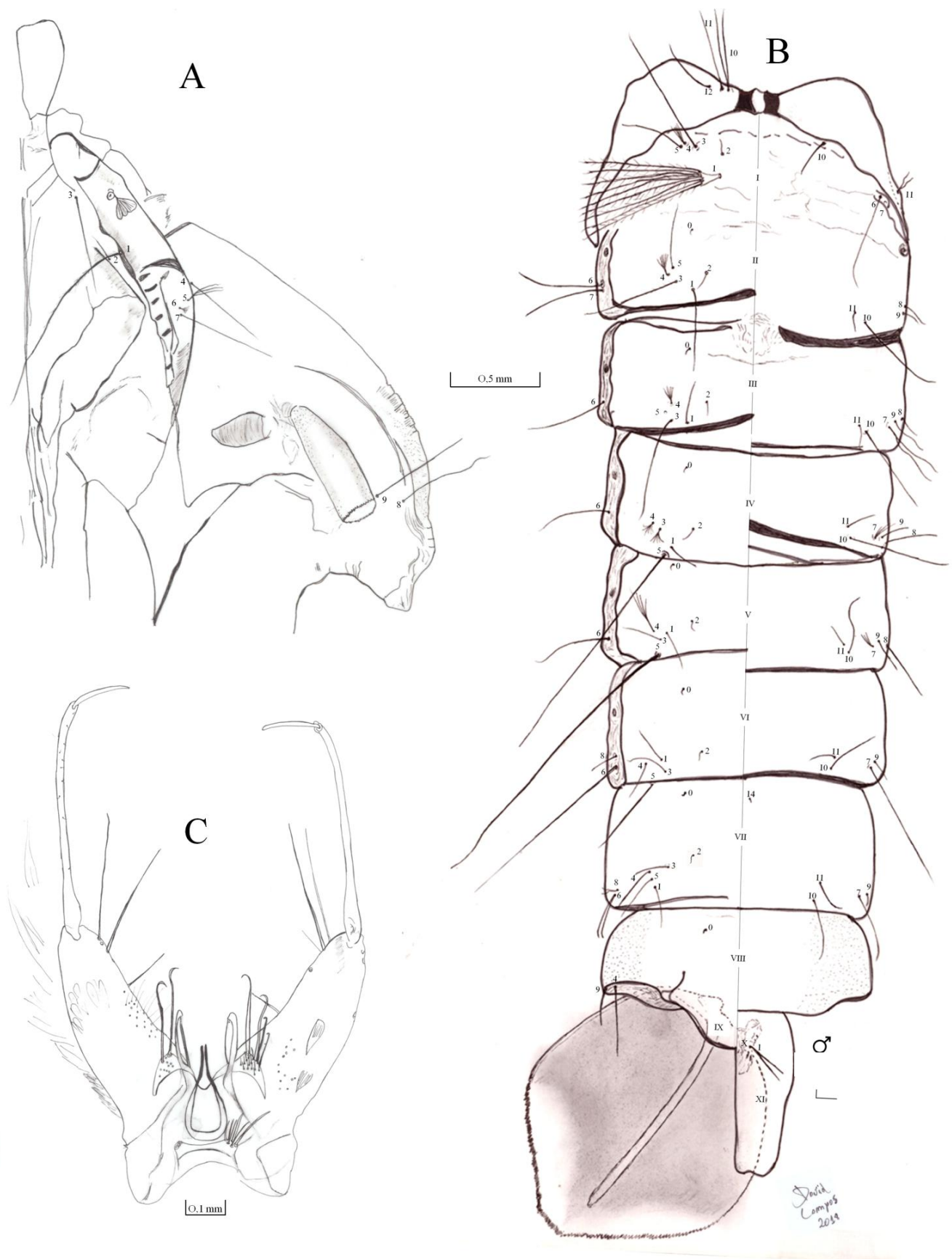


Figura 8: Desenho da Pupa e genitália do adulto da espécie *Toxorhynchites n. sp.* (A) Cefalotórax; (B) Abdômen; (C) Genitália masculina.

Tabela 1: Tabela quetotaxia da larva de *Toxorhynchites (Lynchiella)* n. sp.(Combinando exuvias de larvas).

| nº C | Cabeça | Antena | Torax | | | Segmentos Abdominais | | | | | | | | | |
|---------|---------|--------|----------|------------|------------|----------------------|----------|----------|---------|---------|--------|----------|--------------|----------|------------|
| | C | A | Pro- (P) | Meso-(M) | Met-(T) | I | II | III | IV | V | VI | VII | VIII | X | Sifão |
| 0 | | | 1M | | | | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | | |
| 1 | 1 | 2-3(3) | 1 | 1 | 1L | 2-3(3)A | 2-3(3)A | 3-4(3)A | 3-4(3)A | 2A | 1 | 1-2(1) L | 1 | 1Bsf | 3-5(3,4) A |
| 2 | | 1 | 1 | 1 | 1 | 1-3 (1, 3) | 1-2(1) | 1-2(1) | 1 | 1 | 1 | 1 | 2-3(3) | 4 –6 (5) | 1 |
| 3 | 1 | 1 | 3 | 1 | 5-7(7) | 2LA | 2LA | 2LA | 2LA | 2LA | 1L | 1 | 2-4(2,3) | 3L | |
| 4 | 1 | 1 | 4-M(6) | 1 | 3-4(3) | 2-5 (3)A | 2A | 2LA | 2LA | 4-5(4)A | 1-2(1) | 1 | 4 FA | 7-8(8)LA | |
| 5 | 1M | 1s | 1-2(2) | 1L | 2-3(3) | 1-4 (3,4) | 1-4(2,4) | 2-5(2) | 3 | 2-3(3) | 2-6(3) | 3-5(4) | 1-2(1) FA | | |
| 6 | 1 | 1s | 2 | 1Bsf | 1-2(1)LA | 2LA | 2LA | 2LA | 2LA | 1LA | 1LA | 4-7(6) | | | 3 |
| 7 | 1 | | 1A | 1 | 2-3(2) Bsf | 2LA | 2LA | 2LA | 2LA | 1LA | 1L | 1L | | | 1 |
| 8 | 1 | | 7-9 (8) | 8-M(M) | 7-M(7) | | 1 | 1 | 1 | 1 | 4-8(6) | 5-M(M) | | | 1 |
| 9 | 1 | | 1Bsf | 1Bsf | 1Bsf | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | | | 1 |
| 10 | 2- 8(2) | | 1L | 1L | 1LA | 1 | 2LA | 2-3(2)LA | 2LA | 1-2(1)L | 1L | 1 | | | |
| 11 | 1M | | 1 | a | a | 2LA | 2-3(3)A | 3-6(3)A | 3-9(4)A | 2-4(2)A | 1 | 1L | | | |
| 12 | 3 | | 1 | 1 | 1 | 3-7(4) | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | | | |
| 13 | 4-5(5) | | | 2-3(2) Bsf | 2-3(2)FA | 1L | 3-4 (3) | 3-4(3)A | 2-4(3) | 1-2(1) | 1F | 1F | | | |
| 14 | 1 | | 1 | 5-6(5) | | | ? | ? | ? | ? | 1 | | | | |
| 15 | 1 | | | | | | | | | | | | | | |

M=>10; Bsf= Farpada e dura; L=longa; A= Aciculada, F=Forte, a=ausente

Tabela 2: Quetotaxia da Pupa de *Toxorhynchites (Lynchiella)* n. sp. (Combinando exuvias das pupas).

| nº C | Ceph aloth orax | Segmentos Abdominais | | | | | | | | | |
|---------|-----------------------|----------------------|----------|-------------|--------------|--------------|------------|--------------|------|----|-------------|
| | CT | I | II | III | IV | V | VI | VII | VIII | IX | X |
| 0 | | | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | | |
| 1 | 1 L, LA | 1M | 1- 3 (1) | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | | 1 | 2- 3 (2) |
| 2 | 1 | 1- 2 L(1) | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | | | |
| 3 | 1 | 1L | 1La, L | 1 | 3- 5(3,4) | 1-2 (1) | 1 | 1 | | | |
| 4 | 1 | 5-6(6) | 4-7(4) | 5- 6(6) | 4-7(5) | 2- 5(2,4) | 1 | 1 | 1 | | |
| 5 | 1-4 (2) | 1 | 1 | 1L | 1L | 1L | 1 | 1 | | | |
| 6 | 2-4 (2) | 1 | 1L | 1 | 1 | 1 | 1L | 1- 3(1,2) | | | |
| 7 | 1 | 1 | 1L | 1- 3 (2) | 2-4(4) | 1, 3(3) | 1 | 1 | | | |
| 8 | 1 | | 1 | 1 | 1 | 1 | 1, 2(1) | 1- 3(2) | | | |
| 9 | 1 | | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | | |
| 10 | 1-4 (2,4) | 1 | 1-2 | 1 | 1-2(1) | 1 | 1 | 1 | | | |
| 11 | 1 | 1-2(1) | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | | | |
| 12 | 1-2 (1) | | | | | | | | | | |
| 13 | | | | | | | | | | | |
| 14 | | | | | | | 1 | 1 | | | |

M>10; L=longa; La=levemente aciculada

Discussão

O gênero *Toxorhynchites* é um grupo de difícil identificação taxonômica pela grande semelhança na morfologia dos imaturos e adultos. Nem mesmo a genitália masculina, que para outros grupos é determinante na identificação, pode ser aplicada como critério de diferenciação de para algumas espécies desse gênero (Costa lima et al., 1962). Outro fator que dificulta na identificação taxonômica é o número reduzido de estudos, já que as espécies desse gênero não são transmissoras de patógenos, recebendo pouca atenção em pesquisas na área de saúde pública.

O subgênero *Lynchiella*, predominantemente neotropical, possui poucos estudos taxonômicos e muitas das descrições iniciais não incluem ilustrações ou descrição de

todos os estágios de vida das espécies, além de não haver uma chave taxonômica atualizada (Harbach, 2017). A última proposta de chave taxonômica para esse subgênero foi a de Lane (1953). Após isso já foram descritas três novas espécies, *Tx. cavalierii*, *Tx. rizzoi* e *Tx. gerbergi*. Espécies que ainda não estão inclusas (Garcia e Casal, 1967; Deus Palma e Galvão, 1969; Belkin, 1977).

Com relação à espécie aqui descrita, *Toxorhynchites* n. sp. Andrade e La Corte, 2018, as evidências apontam a existência de um complexo de espécies do qual ela também faz parte. O complexo *Violaceus*, aqui designado, incluiria também as espécies *Tx. violaceus* e *Tx. mariae*. Essas duas espécies comentadas são muito próximas morfologicamente e por vezes foram consideradas como se tratando de sinônimas por se diferenciarem basicamente pela coloração dos tergitos na fase adulta (Lutz e Neiva, 1913; Costa Lima, 1931; Dyar 1928).

As três espécies do complexo, *Tx. n. sp.*, *Tx. violaceus* e *Tx. mariae*, são bromelícolas e foram encontradas inicialmente no estado da Bahia (BA), embora em sua revisão Lane tenha utilizado para descrição de *Tx. mariae* exemplares coletados em ocos de árvore e Costa Lima tenha apontado a ocorrência de espécimes nos estados do Espírito Santo e Mato Grosso (Lane, 1953). O complexo compreende espécies que possuem como características comuns tarsos sem marcação branca e a presença de tufos abdominais não rubros, essas duas características juntas às distinguem das demais espécies do subgênero *Lynchiella* (Costa Lima, 1931, Costa lima et al., 1962; Dyar, 1928; Dyar e Knab, 1907; Lane 1953).

Todavia, a distinção entre *Tx. violaceus* e *Tx. mariae* por meio da coloração do abdômen não é clara. Lane (1953) atribui cerdas violáceas para *Tx. mariae* e azuis escuras para *Tx. violaceus*, o que contradiz o nome que a espécie recebeu pela sua coloração característica e difere do que foi proferido por Dyar, (1928) como sendo violeta e azul para *Tx. violaceus* e do “azul-violáceo escuro” apontado por Bourrol (1904) na descrição de *Tx. mariae*. Em *Tx. n. sp.* predomina a coloração violácea nos tergitos e dourada com marcação mediana azul nos esternitos.

Costa Lima anteriormente expunha possuir a espécie *Tx. mariae* da ilha de Itaparica guardada no frasco de número 557 e duas fêmeas montadas no vidro 534, juntamente com uma lâmina de genitália de número 1127 (Costa Lima, 1931). Esse material mais detalhado infelizmente não foi localizado, pois o acervo da coleção da

IOC se encontra em processo de reorganização após uma gestão desastrosa durante o período de ditadura militar no Brasil conhecido como “Massacre de Manguinhos” (Costa et al., 2008).

A espécie, *Tx. n. sp.*, ocorreu na região semiárida brasileira, diferente das demais espécies válidas, que tiveram sua ocorrência detectada em Mata Atlântica, que é um bioma de floresta úmida. Essa foi uma das evidências que contribuíram coma hipótese de *Tx. n. sp.* se tratar de uma nova espécie, pois esse bioma brasileiro ainda é precário em inventários para a família Culicidae e os poucos que exploraram os criadouros de larvas já detectaram a presença de um número considerável de espécies ainda não descritas (La Corte et al., 2018; Marteis, et al., 2017 a,b).

Descarta-se a possibilidade de *Tx. n. sp.* ser *Tx. violaceus* mais facilmente apesar da coloração dos tergitos dessas duas espécies serem predominantemente violaceus na fase adulta (Dyar, 1928). Além disso, as espécies são bem distintas na fase larval, uma vez que *Tx. n. sp.* não apresenta o sifão excedendo mais de quatro vezes o tamanho de sua base, apresenta sela incompleta e brilho iridescente (Dyar, 1928). Na fase larval Costa Lima et al. (1962) discutem que *Tx. violaceus* possui uma “marcação negra fronto clipeal” diferente de *Tx. mariae*. Essa característica também é apontada em imagem no trabalho de Albeny Simões, (2008). Infelizmente não se sabe o paradeiro dos espécimes “tipo” das duas espécies para verificação (Lane, 1953).

Quanto às características larvais de *Tx. mariae*, há mais semelhanças com relação a *Tx. n. sp.* pelo que foi descrito por Bourroul, 1904. Na integra, ele narra: “Macroscopicamente a larva é lindíssima com as suas cores brilhantes pelo dorso. Chamam logo atenção os desenhos do thorax, dos 3º, 6º, 7º: e 8º segmentos abdominais, de cor madrepérola com uns tons de vermelho-tijolo”. *Tx. n. sp.* também apresenta coloração madrepérola brilhante ocupando todo o 3º segmento, todavia destacam-se mais as linhas dessa mesma coloração no no 1º e 2º segmentos que nos segmentos finais apostados para *Tx. mariae* (Figura 1A). Também não é detectada a presença de “manchas verdes” e outros desenhos no thorax como proferido pelo descritor de forma detalhada. Infelizmente tal descrição não está acompanhada de ilustrações (Bourroul, 1904) e o material tipo foi perdido (Lane, 1953).

Outra característica decisiva é com relação à descrição dos tufos laterais abdominais para qual o descritor aponta: “No ápice do sexto segmento há lateralmente

pelos dourados, escuros no sétimo, formando um apêndice lateral. No oitavo há pelos dourados terminais” (Bourroul, 1904). Todavia, Lane (1953) cita tufos laterais no 7º segmento com cerdas douradas, misturadas com escuras e escuras no 8º. Em *Tx. n. sp.* há três tufos, o primeiro dourado no 6º e os demais escuros nos segmentos 7º e 8º. Os pelos terminais também são de coloração dourada. Os outros autores não abordaram tal característica (Dyar, 1928; Costa Lima, 1962).

A espécie exposta neste trabalho soma ao subgênero *Lynchiella* 17 espécies catalogadas. O complexo de espécies proposto neste trabalho necessita de maior aprofundamento nos estudos, podendo inclusive incluir mais espécies. Aponta-se também a necessidade de coletas nas localidades de ocorrência para eleger os neótipos das espécies válidas e possibilitar a realização de comparações a nível molecular das espécies do complexo *Violaceus*.

Referências Bibliográficas

- Aditya, G.; Ash, A.; Saha, G. K., 2006. Predatory activity of *Rhantussikkimensis* and larvae of *Toxorhynchites splendens* on mosquito larvae in Darjeeling, India. *Journal of Vector Borne Diseases*, v. 43, n. 2, p. 66.
- Albeny, D. S., 2008. Dissertação de mestrado: Ocorrência de *Toxorhynchites* (Diptera, Culicidae) em Mata Atlântica, Viçosa, MG, e predação de *T. violaceus* sobre larvas de *Aedes aegypti* Universidade Federal de Viçosa.
- Albeny, D. S., Martins, G. F., Andrade, M. R., Krüger, R. F. and Vilela, E. F., 2011. *Aedes aegypti* survival in the presence of *Toxorhynchites violaceus* (Diptera: Culicidae) fourth instar larvae. *Zoologia (Curitiba)*, 28(4), 538-540.
- Belkin, J. N., 1977. *Toxorhynchites (Lyn.) gerbergi*, a new species from the Southern Lesser Antilles. *Biological control of mosquitoes. Mosquito Systematics*.
- Bonnet, D. D. and Hu, S. M., 1951. The Introduction of *Toxorhynchitesbrevipalpis* Theobald into the Territory of Hawaii. *Proceedings of the Hawaiian Entomological Society*, v. 14, n. 2, p. 237-242.
- Bourroul, C., 1904. "Mosquitos do Brasil".Tese de Doutorado. Faculdade de Medicina da Bahia. 50 páginas.
- Collins, L. E., Blackwell, A., 2000. "The biology of *Toxorhynchites* mosquitoes and their potential as biocontrol'agents." *Biocontrol News and Information* 21.4: 105N-116N.
- CNUC/MMA, Cadastro Nacional de Unidades de Conservação. Available from: <www.mma.gov.br/cadastro uc>(accessed, 2017).
- Corbet, P. S., Griffiths, A.,1963. Observations on the aquatic stages of two species of *Toxorhynchites* (Diptera: Culicidae) in Uganda. In: *Proceedings of the Royal Entomological Society of London. Series A, General Entomology*.BlackwellPublishingLtd, p. 125-135.
- Costa, J., Cerri, D., Sá, M. R. D. and Lamas, C. J. E., 2008. Coleção entomológica do Instituto Oswaldo Cruz: resgate de acervo científico-histórico disperso pelo Massacre de Manguinhos. *História, Ciências, Saúde-Manguinhos*, 15(2), 401-410.
- Deus Palma, J., Galvao, A. B., 1969. *Lynchiella rizzoi sp.n.*, Toxorinquitineo bromelícola do estado de Goiás. *Revista Goiana de Medicina*. 1 5:3-13
- Dyar, H. G. and Knab, F., 1907. The species of mosquitoes in the genus *Megarhinus*. *Smithsonian Institution*.
- Dyar, H. G., 1928. The mosquitoes of the Americas. *The Mosquitoes of the Americas*.n. 387.

- Edwards, F. W., 1932. Díptera. Fam. Culicidae. *Gen. Ins.* 194.
- Forattini, O. P., 1996. Culicidologia médica: identificação, biologia, epidemiologia Vol. 2. Edusp.
- García, M. and Casal, O. H. 1967., *Toxorhynchites (Lynchiella) cavalierii*, nueva especie bromelícola de la República Argentina (Diptera, Culicidae). *Physis*, v. 26, p. 435-441.
- Godoy, R. S.M., Kenner M. F. and Gustavo F. M., 2015. "Midgut of the non-hematophagous mosquito *Toxorhynchites theobaldi* (Diptera, Culicidae)." *Scientific reports* 5: 15836.
- Harbach, R. E., 2017. Mosquito taxonomic inventory. Available from: <www.mosquito-taxonomic-inventory.info/> (accessed, 2017).
- Harbach, R. E.; Kitching, Ian J., 1998. Phylogeny and classification of the Culicidae (Diptera). *Systematic Entomology*, v. 23, n. 4, p. 327-370.
- Knab, F., 1911. The food-habits of Megarhinus. *Psyche: A Journal of Entomology*, v. 18, n. 2, p. 80-82.
- Krishnamoorthy, R., Munirathinam, A., Dhananjeyan, K. J., Hiriyan, J., Mariappan, T., Philip Samuel, P., Venkatesh, A., 2013. Description of a new species, *Toxorhynchites (Toxorhynchites) tyagii* (Diptera: Culicidae), from Nilgiri hills, Western Ghats, southern India. *Zootaxa*, 3701(4), 447-459.
- La Corte, R., Maia, P. C. R., Dolabella, S. S., Cruz, D. E. R., Marteis, L. S., 2018. Mosquitoes of the Caatinga: 3. Larval habitats and the frequency and dynamics of immature and adult stages in a dry Brazilian forest. *Journal of Medical Entomology* (Submitted).
- Lane, J., 1953. "Neotropical culicidae, vol. 1." University of São Paulo, São Paulo, Brazil.
- Leal I. R., Tabareli, M., Silva, J. M. C., 2003. Ecologia e conservação da caatinga. Recife: Editora da UFPE. 806p.
- Leal, I. R., Silva, J. D., Tabarelli, M., Lacher Jr, T. E., 2005. Mudando o curso da conservação da biodiversidade na Caatinga do Nordeste do Brasil. *Megadiversidade*, 1(1), 139-146.
- Lima, A., 1931. Sobre as espécies de Megarhinus do Brasil: (Diptera: Culicidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, v. 25, n. 4, p. 307-315.
- Lima, A. M.; Guitton, N., Ferreira, O., 1962. Comentários relativos às espécies da tribo *Toxorhynchitini* (Megarhinini) com a descrição de uma espécie nova de *Lynchiella* (Diptera, Culicidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, v. 60, n. 2, p. 225-251,.
- Lopes, J., 1999. Ecologia de mosquitos (Diptera, Culicidae) em criadouros naturais e artificiais de área rural do norte do Paraná, Brasil. VIII. Influência das larvas predadoras (*Toxorhynchites sp.*, *Limatus durhamii* e *Culex bigoti*) sobre a população de larvas de

Culex quinquefasciatus e *Culex eduardoi*. Revista Brasileira de Zoologia v. 16, n. 3, p. 821-6.

Lounibos, L. P., 1979. Temporal and spatial distribution, growth and predatory behaviour of *Toxorhynchites brevipalpis* (Diptera: Culicidae) on the Kenya coast. The Journal of Animal Ecology, p. 213-236.

Lutz, A., Neiva, A., 1913. Contribuição para a biologia dos Megarhininas com descrição de duas novas espécies. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz: 130-141.

Lutz, A., Neiva, A., 1914. Contribuição para o estudo das Megarhininae: II. Do *Megarhinushaemorrhoidalis* (Fabricius. 1794). Memórias do Instituto Oswaldo Cruz, v. 6, n. 1, p. 50-57.

Marchon-Silva, V., Lourenço-de-Oliveira, R., Almeida, M. D. D., Silva-Vasconcelos, A. D. and Costa, J., 1996., The typespecimensofmosquitoes (Diptera, Culicidae) deposited in theentomologicalcollectionofthe Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 91(4), 471-478.

Marteis, L. S., Natal, D., Sallum, M. A. M., Medeiros-Sousa, A. R., La Corte, R., 2017. Mosquitoes of the Caatinga: 2. Species from periodic sampling of bromeliads and tree holes in a dry Brazilian forest. *ActaTropica*, 171, 114-123.

Marteis, L. S., Natal, D., Sallum, M. A. M., MedeirosSousa, A. R., Oliveira, T. M. P., La Corte, R., 2017. Mosquitoes of the Caatinga: 1. Adults stage survey and the emerge of seven news species endemic of a dry tropical forest in Brazil. *Acta tropica*, 166, 193-201.

Morais, S. A., Andrade, D. C., La Corte, R., 2018. A new record of *Anopheles* (Stethomyia) kompi Edwards from Sergipe, northeastern Brazil. *Journal of Vector Ecology* 43.1: 198-200.

Muspratt, J., 1951. The bionomics of an *African Megarhinus* (Dipt.,Culicidae) and its possible use in biological control. *Bulletin of Entomological Research*, v. 42, n. 2, p. 355-370.

Navarro C., J.C., 1996. *Toxorhynchites haemoridalis* Suberbus (Dyar&Knab 1906), Nuevo registro para La fauna de Culicidae de Venezuela. *Nota, Acta Biol. Venez.*, Vol.16 (2):16-67.

Newkirk, M. R., 1947. Observations on *Megarhinus splendens* Wiedemann with reference to its value in biological control of other mosquitoes (Diptera: Culicidae). *Annals of the Entomological Society of America*, v. 40, n. 3, p. 522-527.

Nimer, E., 1972. Climatologia da Região Nordeste do Brasil. In: *Introdução à Climatologia Dinâmica*. Revista Brasileira de Geografia, 34, 3-51

Organização Climate data. Available from: < <https://pt.climate-data.org/location/42931/>> (accessed, 2017).

Paes, M.L.N., Dias, I.F.O., 2008. Plano De Manejo: Estação Ecológica Raso Da Catarina. Ibama, Brasília.

Silva, M. A. N., Lozovei, A. L., 1999. *Haemagogus (Conopostegus) leucocelaenus* (Dyar& Shannon) and *Toxorhynchites (Lynchiella) theobaldi* (Dyar&Knab) frequency in tree holes, in a forest at Curitiba, Paraná, Brasil. Revista Brasileira de Zoologia, v. 16, p. 257-267.

Steffan, W. A., Evenhuis, N. L., 1981. Biology of *Toxorhynchites*. Annual review of entomology, v. 26, n. 1, p. 159-181.

Steffan, W. A., Graham B. W., 1980. "The Type Specimens of *Toxorhynchites* (Diptera: Culicidae) at the." Mosquito Systematics 12.4: 379.

WRBU, Walter Reed Biosystematics Unit Systematic Catalog of Culicidae. 2017. Washington,USA: WRBU. Available from: <<http://www.mosquitocatalog.org>> (accessed, 2017).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Pode-se afirmar com este estudo que a Caatinga, bioma brasileiro com a aridez sendo o principal filtro ambiental para a ocorrência de espécies mosquitos, consegue manter considerável gama de espécies. Essa diversidade de indivíduos da família Culicidae já supera estimativas anteriores com os poucos levantamentos realizados para área. Muitas dessas ocorrências são de espécies consideradas vetores de doenças tropicais.

Um dado positivo com relação à conservação do bioma que foi observado durante a investigação para a realização desse estudo, é de que o número de unidades de proteção integral mais que triplicaram em pouco mais de uma década, passando de 11 para 42 Unidades de Conservação. Novas áreas de proteção estimulam a execução de pesquisas sobre a biodiversidade do bioma e essa talvez seja uma explicação da elevação do número de levantamentos para mosquitos realizados na Caatinga nos últimos anos, a que esse estudo acaba de unificá-los.

Esse resultado manifesta a necessidade em conhecer mais profundamente a diversidade brasileira para além das espécies de interesse epidemiológico. Inclusive de

espécies que ainda sequer são de conhecimento da ciência, pois essa diversidade reserva também diferentes estratégias evolutivas e químicas para viver nesse ambiente, que podem trazer contribuições importantes para a ciência se estudadas com maior profundidade.

Um fator preocupante são as crescentes ocupações humanas incentivadas por projetos de irrigação, transposição e barramentos, pois pouco se sabe sobre a circulação de vírus e outros agentes etiológicos no bioma. Esses projetos podem interferir na dinâmica das populações de mosquitos e trazer consequências epidemiológicas graves num futuro próximo.

Dessa forma, esse estudo resulta em um retrato atualizado sobre a riqueza e distribuição de mosquitos da Caatinga que pode colaborar com a conservação da biodiversidade, bem como contribuir com a vigilância epidemiológica sobre possíveis ameaças para a saúde pública nessa área ainda pouco investigada.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Almeida, E. D., Lima, M., Costa, J., 2015. Ecologia dos vetores. Galvão C, org. Vetores da doença de Chagas no Brasil. Curitiba: Sociedade Brasileira de Zoologia.
- Amorim, L. D. M., de Sousa, L. D. O. F., Oliveira, F. F. M., Camacho, R. G. V., Melo, J. I. M., 2016. Fabaceae na Floresta Nacional (FLONA) de Assú, semiárido potiguar, nordeste do Brasil. Rodriguésia-Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 67(1), 105-123.
- Awolola, T. S., Oduola, A. O., Obansa, J. B., Chukwurar, N. J., and Unyimadu, J. P., 2007. *Anopheles gambiae* breeding in polluted water bodies in urban Lagos, southwestern Nigeria. Journal of vector borne diseases, 44(4), 241.
- Benchimol, J. L., 2000. A instituição da microbiologia e a história da saúde pública no Brasil. Ciência & Saúde Coletiva, 5(2), 265-292.
- Beserra, E. B., Fernandes, C. R., Sousa, J. D., Freitas, E. D., Santos, K. D., 2010. Efeito da qualidade da água no ciclo de vida e na atração para oviposição de *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae). Neotropical Entomology, 39(6), 1016-1023.
- Bicca-Marques, J.C., Freitas, D.S., 2010. O papel de macacos, mosquitos e humanos na ocorrência de um surto de febre amarela em uma paisagem fragmentada no sul do Brasil: proteger macacos uterinos é uma questão de saúde pública. Tropical Conservation Science, 3 (1), 78-89.

- Brady, O. J., Golding, N., Pigott, D. M., Kraemer, M. U., Messina, J. P., Reiner Jr, R. C., Hay, S. I., 2014. Global temperature constraints on *Aedes aegypti* and *Ae. albopictus* persistence and competence for dengue virus transmission. *Parasites & Vectors*, 7(1), 338.
- Castro Gomes, A., 1986. Mecanismos e significado epidemiológico da domiciliação. *Revista de Saúde Pública*, 20(5), 385-390.
- Causey, O. R., Deane, L. M., Deane, M. P., 1944. An illustrated key to the eggs of thirty species of Brazilian anophelines, with several new descriptions. *American Journal of Hygiene*, 39 (1), 1-7.
- Charlwood, J. D., 1979. Estudos sobre a biologia e hábitos alimentares de *Culex quinquefasciatus* Say de Manaus, Amazonas, Brasil. *Acta Amazonica*, 9(2), 271-278.
- Ciprandi, A., Horn, F., Termignoni, C., 2003. Saliva de animais hematófagos: fonte de novos anticoagulantes. *Revista brasileira de hematologia e hemoterapia*. São Paulo, SP. Vol. 25, n. 4, p. 250-262.
- Consoli, R. A., Oliveira, R. L. D., 1994. Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil. Editora Fiocruz.
- Costa, C. C. D. A., Camacho, R. G. V., Macedo, I. D. D., Silva, P. C. M. D., 2010. Análise comparativa da produção de serapilheira em fragmentos arbóreos e arbustivos em área de caatinga na FLONA de Açu-RN.
- Costa, U. A. S., Oliveira, M., Tabarelli, M., and Leal, I. R. 2007. Dispersão de sementes por formigas em remanescentes de floresta atlântica nordestina. *Revista Brasileira de Biociências*, 5(S1), pg -231.
- Dejenie, T., Yohannes, M., Assmelash, T., 2011. Characterization of mosquito breeding sites in and in the vicinity of Tigray microdams. *Ethiopian journal of health sciences*, 21(1), 57-66.
- Discovery. Canal Internacional. Available from: <<http://www.brasil.discovery.uol.com.br>> (accessed, 2017).
- Embrapa. 2006. Sistema brasileiro de classificação de solos. Brasília: Embrapa Produção de Informação. 2 ed. Embrapa Solos, Rio de Janeiro.
- FIOCRUZ, Fundação Oswaldo Cruz. Available from: <portal.fiocruz.br/pt-br> (accessed, 2018).
- Forattini, O. P., de Castro Alves, A., Natal, D., Santos, J. L. F., 1986. Observações sobre atividade de mosquitos Culicidae em mata primitiva da encosta no Vale do Ribeira, São Paulo, Brasil. *Revista de saúde pública*, 20(1), 1-20.

Forattini, O. P., de Castro Gomes, A., Natal, D., Kakitani, I., Marucci, D., 1987. Preferências alimentares de mosquitos Culicidae no Vale do Ribeira, São Paulo, Brasil. *Revista de Saúde pública*, 21(3), 171-187.

Forattini, O. P., de Castro Gomes, A., Santos, J. L. F., Galati, E. A. B., Rabello, E. X., Natal, D., 1981. Observações sobre atividade de mosquitos Culicidae, em mata residual no Vale do Ribeira, S. Paulo, Brasil. *Revista de Saúde Pública*, 15(6), 557-586.

Forattini, O.P., 2002. *Culicidologia médica: identificação, biologia, epidemiologia*. v. 2. Editora da Universidade de São Paulo, São Paulo, 860 p.

Fujihara, R. T., Forti, L. C., Almeida, M. C., Baldin, E. L. L., 2011. *Insetos de importância econômica: guia ilustrado para identificação de famílias*. Botucatu: FEPAF.

Ganem, R. S., 2010. *Conservação da biodiversidade: legislação e políticas públicas* / Roseli Senna Ganem (org.) – Brasília : Câmara dos Deputados, Edições Câmara.

Griffin, L. 2014. Laboratory evaluation of predation on mosquito larvae by Australian mangrove fish. *Journal of Vector Ecology*, 39(1), 197-203.

Guedes, M.L.P., 2012. Culicidae (Diptera) no Brasil: Relações entre diversidade, distribuição e enfermidades. *Revista Oecologia Australis*. vol. 16(2):283-294 437 p.(Série memória e análise de leis ; n. 2).

Guimaraes, A. É., Gentile C; Catarina M.L., Sant'anna, A., Jovita, Alexandre .M., 2001. Ecologia de mosquitos em áreas do Parque Nacional da Serra da Bocaina: I - - Frequência mensal e fatores climáticos. *Rev. Saúde Pública*. vol.35, n.4

Harbach, R. E. 2017. Mosquito taxonomic inventory. Available from: <www.mosquito-taxonomic-inventory.info/> (accessed, 2017).

Heitmann, A., Jansen, S., Lühken, R., Leggewie, M., Badusche, M., Pluskota, B., Tannich, E. 2017. Experimental transmission of Zika virus by mosquitoes from central Europe. *Eurosurveillance*, 22(2).

ICMBio, Instituto Chico Mendes. Governo Federal. Available from: <<http://www.icmbio.gov.br/>> (accessed, 2018).

Inouye, D. W., 2010. Mosquitoes: more likely nectar thieves than pollinators. *Nature*, 467 (7311), 27-27.

IPEA, Instituto de Pesquisa e Econômica Aplicada. Ministério do Planejamento. Governo Federal .Available from: <<http://www.ipea.gov.br/>> (accessed, 2018).

Klatt, B. K., Holzschuh, A., Westphal, C., Clough, Y., Smit, I., Pawelzik, E., Tscharnkte, T., 2014. Bee pollination improves crop quality, shelf life and commercial value. In *Proc. R. Soc. B* (Vol. 281, No. 1775, p. 20132440). The Royal Society.

- Kraemer, M. U., Sinka, M. E., Duda, K. A., Mylne, A. Q., Shearer, F. M., Barker, C. M., Hendrickx, G., 2015. The global distribution of the arbovirus vectors *Aedes aegypti* and *Ae. albopictus*. *Elife*, 4, e08347.
- Lopes, J., Lozovei, A. L., 1995. Ecologia de mosquitos (Diptera: Culicidae) em criadouros naturais e artificiais de área rural do Norte do Estado do Paraná, Brasil: 1-Coletas ao longo do leito de ribeirão. *Revista de Saúde Pública*, 29(3), 183-191.
- Marcondes, C. B., Alencar, J., 2010. Revisão de mosquitos *Haemagogus Williston* (Diptera: Culicidae) do Brasil. *Revista Biomédica*, 21, 221-238.
- Marcondes, C.B., 2011. Entomologia médica e veterinária. 2a edição. São Paulo, Editora Atheneu.
- MMA, Ministério do Meio Ambiente. Governo Federal. Available from: <<http://www.mma.gov.br/biomas/caatinga>>(accessed, 2017).
- MZUFBA, Museu de Zoologia Da Universidade Federal da Bahia. Available from: <http://www.mzufba.ufba.br/WEB/MZV_arquivos/insecta.html>(accessed, 2018).
- Nimer, E., 1972. Climatologia da Região Nordeste do Brasil. In: Introdução à Climatologia Dinâmica. *Revista Brasileira de Geografia*, 34, 3-51
- Okogun, G. R., Nwoke, B. E., Okere, A. N., Anosike, J. C., and Esekhegbe, A. C., 2003. Epidemiological implications of preferences of breeding sites of mosquito species in Midwestern Nigeria. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine*, 10(2), 217-222.
- Organização Climate data. Available from: <<https://pt.climate-data.org/location/42931/>> (accessed, 2017).
- Paes, M.L.N., Dias, I.F.O., 2008. Plano De Manejo: Estação Ecológica Raso Da Catarina.Ibama, Brasília.
- Peach, D. A. and Gries, G. 2016. Nectar thieves or invited pollinators? A case study of tansy flowers and common house mosquitoes. *Arthropod-PlantInteractions*, 10(6), 497-506.
- Prestes, A. C., Cunha, H. F., 2012. Interações entre cupins (isoptera) e formigas (hymenoptera) co-habitantes em cupinzeiros epígeos. *Revista de Biotecnologia & Ciência*. Vol. 1, Nº. 1, p. 50 -60.
- Puccioni-Sohler, M., Roveroni, N., Rosadas, C., Ferry, F., Peralta, J. M., Tanuri, A. 2017. Dengue infection in the nervous system: lessons learned for Zika and Chikungunya. *Arquivos de Neuro-Psiquiatria*, 75(2), 123-126.

- Robich, R. M., Denlinger, D. L. 2005. Diapause in the mosquito *Culex pipiens* evokes a metabolic switch from blood feeding to sugar gluttony. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 102(44), 15912-15917.
- Rocha, A., dos Santos, E. M., Oliveira, P., Brandão, E., 2016. Histórico das Ações de Controle da Filarioselinfática em Olinda, Pernambuco, BRASIl. *Revista de Patologia Tropical*, 45(4), 339-348.
- Rylands, A. B., Brandon, K., 2005. Unidades de conservação brasileiras. *Megadiversidade*, 1(1), 27-35.
- Santos, R. L. C., Sucupira, I. M. C., Lacerda, R. N. L., Fayal, A. S., Póvoa, M. M., 2005. Inquérito entomológico e infectividade durante epidemia de malária no município de Anajás, Estado do Pará. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 38(2), 202-204.
- Seymour, C. L., Joseph, G. S., Makumbe, M., Cumming, G. S., Mahlangu, Z., Cumming, D. H., 2016. Woody species composition in an African savanna: determined by centuries of termite activity but modulated by 50 years of ungulate herbivory. *Journal of Vegetation Science*, 27(4), 824-833.
- Shannon, R.C., 1939. Methods for collecting and feeding mosquitoes in Jungle Yellow Fever studies. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 19(2): 131-40.
- Shaw, W. R., Attardo, G. M., Aksoy, S., Catteruccia, F., 2015. A comparative analysis of reproductive biology of insect vectors of human disease. *Current opinion in insect science*, 10, 142-148.
- Silva, A. C. D. C., Prata, A. P. D. N., Mello, A. A. D., 2013. Flowering plants of the Grota do Angico Natural Monument, Caatinga of Sergipe, Brazil.
- Souza, D. N. N., Camacho, R. G. V., de Melo, J. I. M., da Rocha, L. N. G., Silva, N. F., 2014. Estudo fenológico de espécies arbóreas nativas em uma unidade de conservação de caatinga no Estado do Rio Grande do Norte, Brasil. *Biotemas*, 27(2), 31-42.
- Steffan, W. A., Evenhuis, N. L., 1981. Biology of *Toxorhynchites*. *Annual review of entomology*, 26(1), 159-181.
- Stork, N. E., McBroom, J., Gely, C., Hamilton, A. J., 2015. New approaches narrow global species estimates for beetles, insects, and terrestrial arthropods. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 112(24), 7519-7523.
- Subra, R., 1981. Biology and control of *Culex pipiens quinquefasciatus* Say, 1823 (Diptera, Culicidae) with special reference to Africa. *International Journal of Tropical Insect Science*, 1(4), 319-338.

Sunahara, T., Mogi, M., 2002. Priority effects of bamboo-stump mosquito larvae: influences of water exchange and leaf litter input. *Ecological Entomology*, 27(3), 346-354.

Tauil, P. L., 2006. Perspectivas de controle de doenças transmitidas por vetores no Brasil. *Rev Soc Bras Med Trop*, 39(3), 275-7.

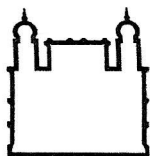
Tempelis, C. H., 1975. Review Article 1: Host-Feeding Patterns of Mosquitoes, with a Review of Advances in Analysis of Blood Meals by Serology 2. *Journal of medical entomology*, 11(6), 635-653.

Vasconcelos, P. F. D. C., 2015. Doença pelo vírus Zika: um novo problema emergente nas Américas?. *Revista Pan-Amazônica de Saúde*, 6(2), 9-10.

WHO, World Health Organization., 2013. Malaria entomology and vector control. (Guide for tutors)World Health Organization, 20 Avenue Appia, 1211 Geneva 27, Switzerland.

WRBU, Walter Reed Biosystematics Unit Systematic Catalog of Culicidae. 2017. Washington,USA: WRBU. Available from: <<http://www.mosquitocatalog.org>> (accessed, 2017).

ANEXOS



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

Ministério da Saúde

Instituto Oswaldo Cruz

Laboratório de Biodiversidade Entomológica

Coleção Entomológica do Instituto Oswaldo Cruz

CEIOC

GUIA DE REMESSA DE MATERIAL ZOLÓGICO – EMPRÉSTIMO (), DOAÇÃO (X) OU PERMUTA ()

INVOICE OF ZOOLOGICAL MATERIAL – LOAN (), DONATION () OR EXCHANGE ()

Data de emissão: : 06/04/2018

Issue date: __/__/__

Nº DA GUIA DE REMESSA _____

INVOICE Nº _____

Solicitante/Requester: DAVID CAMPOS ANDRADE

Instituição/Institution: Vigência/Validity: VFS

Autorizado por/Authorized by: *[Signature]*

Preparado por/Prepared by: *[Signature]*

Forma de envio/Shipment method: *[Signature]*

[Signature]
Dra. Jane M. Costa de Frontin
Werneck
Chefe de Laboratório
LABE/IOC/FIOCRUZ
SIAPE:0465085

Número de embalagens: 06

Number of packages

Descrição do Material/Material Description

| Nº do lote no catálogo/Nº of lots in Catalogue | Nome científico/Scientific name | Status Tipo/Type e Status | Método de preservação e Nº de exemplares/ Preservation method and Nº of specimens | Nº de Campo/ Field Nº | Observação/ Observation |
|--|-------------------------------------|---------------------------|---|-----------------------|-------------------------|
| | MEGARHINUS VIOLACEUS (WIEMANN) 1829 | NÃO | SELO | | TUDO COM TELA NA |
| | MEGARHINUS VIOLACEUS (WIEMANN) 1829 | NÃO | SELO | | |
| | MEGARHINUS VIOLACEUS (WIEMANN) 1829 | NÃO | SELO | | |
| | MEGARHINUS VIOLACEUS (WIEMANN) 1829 | NÃO | SELO | | |
| | MEGARHINUS VIOLACEUS (WIEMANN) 1829 | NÃO | SELO | | |
| | MEGARHINUS THEOBALDI (SYGRET) 1906 | NÃO | SELO | | |
| | | | | | |

Recebi o material relacionado acima em perfeito estado de conservação e integridade, exceto o discriminado a seguir:
I received the material related above in perfect state of conservation and integrity, except the following:

Declaro concordar com as normas gerais descritas no verso.

I agree to the general norms as described on the back page.

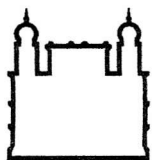
Assinatura *[Signature]*

Signature

Data: 06/04/2018

Date: __/__/__

FAVOR ASSINAR E RETORNAR UMA CÓPIA/PLEASE SIGN AND RETURN ONE COPY



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

Ministério da Saúde

Instituto Oswaldo Cruz

Laboratório de Biodiversidade Entomológica

Coleção Entomológica do Instituto Oswaldo Cruz

CEIOC

NORMAS DE EMPRÉSTIMO DE MATERIAL DAS COLEÇÕES ZOLÓGICAS DA FUNDAÇÃO OSWALDO CRUZ (FIOCRUZ)

1. O solicitante compromete-se a devolver o material nas mesmas condições que foi recebido ao término do período de empréstimo determinado nesta guia de remessa, exceto em caso de renovação aprovado pelo curador.
2. Empréstimos não devem ser transferidos sem prévia autorização do curador.
3. Dissecções ou quaisquer preparações do material somente poderão ser realizadas após **AUTORIZAÇÃO POR ESCRITO** do curador e todo material produzido tais como lâminas de microscópio devem ser devolvidos à Coleção. Espécimes não devem ser analisados sob microscopia eletrônica de varredura sem autorização prévia. Qualquer rótulo associado ao material não pode ser removido, alterado ou substituído.
4. Colocar etiquetas de atualização taxonômica (táxon, nome do taxonomista, data) em cada frasco, lâmina, ou alfinete, antes da devolução do material, mantendo a etiqueta original do material.
5. Citar na publicação a instituição de origem do material estudado e seu número de catálogo (acrônimo antecedendo o número do lote).
6. Agradecemos a gentileza do envio de uma cópia do trabalho publicado.

LOAN REGULATIONS REGARDING MATERIAL FROM ZOOLOGICAL COLLECTIONS FROM FUNDAÇÃO OSWALDO CRUZ (FIOCRUZ)

1. The borrower agrees to return the material in the same conditions as received at the end of the period stated on the loan form, unless renewal approved by the curator.
2. Loans are not to be transferred without curator prior approval.
- 3 Dissection or preparation whatsoever might only be undertaken upon **WRITTEN APPROVAL** by the curator and every material produced such as microscopic slides have to be returned to the Collection.... Specimens should not be analyzed by **scanning electron microscopy** without previous approval. Any label associated to the material can not be removed, altered or replaced.
- 4 To place labels of taxonomical updating (taxon, taxonomist name, date) on each container, slide or needle before returning the material, keeping the material original label.
5. To quote in the publications the institution of origin of the examined material and its catalogue number (acronym prior to the material number).
- 6 We thank for the delivery of any published paper derived from the use of this material.

Scientific Note

A new record of *Anopheles (Stethomyia) kompi* Edwards from Sergipe, northeastern BrazilSirlei Antunes Morais[✉], David Campos Andrade, and Roseli La Corte

Universidade Federal de Sergipe, Morphology Departament, Sao Cristovao, Sergipe, Brazil, sirlei.morais75@hotmail.com

Sergipe is the smallest Brazilian state, located in the country's northeastern region. Despite its size, Sergipe encompasses two major terrestrial biomes, the Caatinga and the Atlantic Forest, as well as transitional ecotones. The mosquito fauna of this state is still poorly known, with the most comprehensive sampling effort being conducted recently in the Caatinga biome where three species of the genus *Anopheles* were recorded (Marteis et al. 2015).

The genus *Anopheles* (Diptera: Culicidae) includes many species of mosquito vectors that can transmit malaria, one of the most widespread infectious diseases in the world. The different species of this genus are dispersed throughout the world and have different levels of importance in the transmission cycle (Sinka et al. 2010).

The species reported here belongs to the subgenus *Stethomyia*, described by Theobald in 1902, which includes four other species: *An. (Stethomyia) acanthotorynus* Komp, *An. (Ste.) canorii* Floch and Abonnenc, *An. (Ste.) nimbus* (Theobald), and *An. (Ste.) thomasi* Shannon. The mosquitoes of this subgenus are darkly colored, lack white scales on the wings, legs, and palps, and have a silvery, longitudinal band that runs along the whole median mesonotum. *Stethomyia* is found in the New World, including Central America and a number of countries of South America (WRBU 2017). While the medical importance of the subgenus is still unclear, *Stethomyia* mosquitoes are known to be hematophagous and are considered to be anthropophilic (Camargo et al. 1993, Harbach 2017).

Mosquitoes of the subgenus *Stethomyia* have mainly been recorded from South American countries of the equatorial zone. In Brazil, larvae of *Stethomyia* sp. were collected in the municipality of Lábrea, in the southern extreme of the state of Amazonas, near the border with Bolivia (Rufalco-Moutinho et al. 2016). *An. (Ste.) acanthotorynus* has been recorded in Porto Almendras, Iquitos, Peru (Sallum et al. 2002). *An. (Ste.) nimbus* has been registered in the municipality of Gran Sabana, Bolívar state, Venezuela (Berti et al. 2014), in Colombia (Ahumada et al. 2016), and in the Brazilian city of Goiânia (Camargo et al. 1993). These species have not been recorded in northeastern Brazil in recent years, but in the late 1940s, when the country established an audacious program for the eradication of malaria, *An (Ste.) kompi* was recorded in 14 Brazilian states, including the northeastern states of Alagoas, Ceará, Bahia, Maranhão, and Paraíba (Ferreira 1964).

This note registers the first record of the species *An. (Ste.) kompi* Edwards 1930 from the Brazilian state of Sergipe (Figure 1). Specimens were collected in the Mata do Junco State Wildlife Refuge (RVS Mata do Junco), a conservation unit with a total area of 9 km² of strictly protected Atlantic Forest (Morato et al. 2011). This area is adjacent to the urban zone and is visited frequently by researchers and local residents, often for cultural practices.

The RVS Mata do Junco is located in the municipality of Capela (10°30'12" S, 37°03'10" W), 67 km from the Sergipe state capital,

Aracaju, at an altitude of 162 m above sea level. The local climate is dry and sub-humid megathermal, with a mean temperature of 24° C and mean annual rainfall of 1,372 mm.

The refuge is a small patch of Atlantic rain forest under regeneration that has been compromised to some extent by human activity. While many exotic species are present, it also harbors a considerable diversity of fauna and flora, including approximately 100 tree species, 134 species of birds, and 23 mammalian and 20 amphibian species. The symbol of the refuge is the endangered titi monkey, *Callicebus coimbrai* Kobayashi & Langguth 1999 (AGS 2017). The refuge also protects important hydrological resources, such as the headwaters of the Lagartixo River, which supplies



Figure 1. A. Location of the Mata do Junco State Wildlife Refuge adjacent to the town of Capela, Sergipe state, Brazil. B. The site at which the larvae were collected, known as 'Bica do Estreito'.